This is a digital copy of a book that was preserved for generations on library shelves before it was carefully scanned by Google as part of a project to make the world's books discoverable online.

It has survived long enough for the copyright to expire and the book to enter the public domain. A public domain book is one that was never subject to copyright or whose legal copyright term has expired. Whether a book is in the public domain may vary country to country. Public domain books are our gateways to the past, representing a wealth of history, culture and knowledge that's often difficult to discover.

Marks, notations and other marginalia present in the original volume will appear in this file - a reminder of this book's long journey from the publisher to a library and finally to you.

Usage guidelines

Google is proud to partner with libraries to digitize public domain materials and make them widely accessible. Public domain books belong to the public and we are merely their custodians. Nevertheless, this work is expensive, so in order to keep providing this resource, we have taken steps to prevent abuse by commercial parties, including placing technical restrictions on automated querying.

We also ask that you:

+ *Make non-commercial use of the files* We designed Google Book Search for use by individuals, and we request that you use these files for personal, non-commercial purposes.

+ *Refrain from automated querying* Do not send automated queries of any sort to Google's system: If you are conducting research on machine translation, optical character recognition or other areas where access to a large amount of text is helpful, please contact us. We encourage the use of public domain materials for these purposes and may be able to help.

+ *Maintain attribution* The Google "watermark" you see on each file is essential for informing people about this project and helping them find additional materials through Google Book Search. Please do not remove it.

+ *Keep it legal* Whatever your use, remember that you are responsible for ensuring that what you are doing is legal. Do not assume that just because we believe a book is in the public domain for users in the United States, that the work is also in the public domain for users in other countries. Whether a book is still in copyright varies from country to country, and we can't offer guidance on whether any specific use of any specific book is allowed. Please do not assume that a book's appearance in Google Book Search means it can be used in any manner anywhere in the world. Copyright infringement liability can be quite severe.

About Google Book Search

Google's mission is to organize the world's information and to make it universally accessible and useful. Google Book Search helps readers discover the world's books while helping authors and publishers reach new audiences. You can search through the full text of this book on the web at `http://books.google.com/`

Digitized by Google

Digitized by Google

Just's
Botanischer Jahresbericht

Systematisch geordnetes Repertorium
der
Botanischen Literatur aller Länder

Begründet 1873

Unter Mitwirkung von

C. Brick in Hamburg, K. Bohlin in Stockholm, K. v. Dalla-Torre in Innsbruck, F. Höck in Luckenwalde, E. Küster in Halle a. S., M. Möbius in Frankfurt a. M., R. Otto in Proskau, E. Pfitzer in Heidelberg, R. Pilger in Berlin, M. P. Porsild in Kopenhagen, H. Potonié in Berlin, H. Seckt in Potsdam, R. F. Solla in Pola, P. Sorauer in Schöneberg-Berlin, P. Sydow in Schöneberg-Berlin, A. Voigt in Hamburg, A. Weisse in Zehlendorf-Berlin, A. Zahlbruckner in Wien

herausgegeben von

Professor Dr. **Karl Schumann**
Kustos am Kgl. Botanischen Museum zu Berlin †,

und **Dr. F. Fedde**
Oberlehrer am Mommsen-Gymnasium in Charlottenburg, Schöneberg-Berlin

Dreissigster Jahrgang (1902)

Zweite Abteilung:

Pharmakognosie (herausgegeben von der Deutschen pharmaceutischen Gesellschaft), Algen (exkl. der Bacillariaceen). Die neuen Arten der Phanerogamen. Flechten. Chemische Physiologie. Morphologie der Zelle. Morphologie der Gewebe. Entstehung der Arten, Variation und Hybridisation. Pflanzenkrankheiten. Wechselbeziehungen zwischen Pflanzen und Tieren. Bacillariaceen. Physikalische Physiologie. Pteridophyten. Palaeontologie. Teratologie. Biographien und Nekrologe. Technische und Kolonial-Botanik. Register.

Leipzig
Verlag von Gebrüder Borntraeger
1905

Digitized by Google

Inhalts-Verzeichnis.

Seite

Verzeichnis der Abkürzungen für die Titel von Zeitschriften VI

VI. Berichte über die pharmakognostische Literatur aller Länder. Herausgegeben von der Deutschen Pharmaceutischen Gesellschaft 1

VII. Algen (excl. der Bacillariaceen). Von M. Möbius 85
Autorenverzeichnis 85
1. Allgemeines 86
2. Characeae 111
3. Chlorophyceae 113
4. Peridineae und Flagellatae 125
5. Phaeophyceae 127
6. Rhodophyceae 128
7. Cyanophyceae 133
8. Anhang: Palaeontologie 136
Verzeichnis der neuen Arten 137

VIII. Die neuen Arten der Phanerogamen. Von K. Schumann . 144

IX. Flechten. Von A. Zahlbruckner. Vergl. Jahresbericht XXIX, Abteilung II, 328.

X. Chemische Physiologie. Von Richard Otto 242
Autorenverzeichnis 243
1. Stoffaufnahme 243
2. Assimilation 247
3. Stoffumsatz 248
4. Zusammensetzung 254
5. Atmung 256
6. Farbstoffe 256
7. Allgemeines 259

XI. Morphologie der Zelle. Von Ernst Küster 261
Autorenregister 261
1. Cytoplasma 262
2. Kern, Nucleolus, Centrosoma usw. 264
3. Inhaltskörper der Zelle: Chromatophoren, Stärkekörner, Kristalle, Vakuole usw. 269
4. Membran 274

Digitized by Google

Seite

XIX. Palaeontologie. (Arbeiten von 1902 und Nachträge.) Von H. Potonié 732

XX. Teratologie. Von Karl Schumann † und Friedrich Fedde . 783

XXI. Biographien und Nekrologe. Von Karl Schumann † und Friedrich Fedde 803

XXII. Technische und Kolonial-Botanik 1901—1902. Von A. Voigt . 818

1. Allgemeines, Lehr- und Handbücher, Geschichtliches . . . 818
2. Nutzpflanzen und Kulturen in verschiedenen Ländern . . 819
3. Tropische Agrikultur 830
4. Einzelne Produkte 836

Autoren-Register. Von P. Sydow 898

Sach- und Namen-Register. Von P. Sydow 933

Digitized by Google

J. R. Mier. S. = Journal of the Royal Microscopical Society.

K. L. = Kertészeti Lapok. (Gärtner-Ztg., Budapest.)

Mem. Ac. Bologna = Memorie della R. Accademia delle scienze dell' Istituto di Bologna.

Minn. Bot. St. = Minnesota Botanical Studies.

Mitth. Freib. = Mittheilungen d. Badischen Botanischen Vereins (früher: für den Kreis Freiburg und das Land Baden)

M. K. É. = A Magyarországi Kárpát-egyesület Évkönyve. (Jahrbuch des Ung. Karpathenvereins, Igló.)

M. K. I. É. = A m. Kir. meteorologiai és földdelejességi intézet évkönyvei. (Jahrbücher der Kgl. Ung. Central-Anstalt für Meteorologie und Erdmagnetismus, Budapest.)

Mlp. = Malpighia, Genova.

M. N. L. = Magyar Növénytani Lapok. (Ung. Bot. Blätter, Klausenburg, herausgegeben v. A. Kánitz.)

Mon. Berl. = Monatsberichte der Königl. Akademie der Wissenschaften zu Berlin.

M. Sz. = Mezőgazdasági Szemle. (Landwirthschaftl. Rundschau, red. u. herausg. v. A. Cserháti und Dr. T. Kossutányi. Magyar-Óvár.)

M. T. É. = Mathematikai és Természetud Értesitő. (Math. u. Naturwiss. Anzeiger herausg. v. d. Ung. Wiss. Akademie.)

M. T. K. = Mathematikai és Természettudományi Közlemények vonatkozólag a hazai viszonyokra. (Mathem. u. Naturw. Mittheilungen mit Bezug auf die vaterländischen Verhältnisse, herausg. von der Math. u. Naturw. Commission der Ung. Wiss. Akademie.)

N. G. B. J. = Nuovo giornale botanico italiano, nuova serie. Memorie della Società botanica italiana. Firenze.

Oest. B. Z. = Oesterreichische Botan. Zeitschrift.

O. H. = Orvosi Hetilap. (Medicinisches Wochenblatt.) Budapest.

O. T. É. = Orvos - Természettudományi Értesitő. (Medicin.-Naturw. Anzeiger; Organ des Siebenbürg. Museal-Vereins, Klausenburg.)

P. Ak. Krak. = Pamiętnik Akademii Umiejętności. (Denkschriften der Akademie der Wissenschaften zu Krakau.)

P. Am. Ac. = Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences, Boston.

P. Am. Ass. = Proceedings of the American Association for the Advancement of Science.

P. Fiz. Warsch. = Pamiętnik fizyjograficzny. (Physiographische Denkschriften d. Königreiches Polen, Warschau.)

Ph. J. = Pharmaceutical Journal and Transactions.

P. Philad. = Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia.

Pr. J. = Pringsheim's Jahrbücher für wissenschaftliche Botanik.

P. V. Pisa = Processi verbale della Società toscana di scienze naturali, Pisa.

R. Ak. Krak. = Rozprawy i sprawozdania Akademii Umiejętności. (Verhandlungen u. Sitzungsberichte der Akademie der Wissenschaften zu Krakau.)

R. A. Napoli. = Rendiconti della Accademia delle scienze fisico-matematiche, Napoli.

Rend. Lincei = Atti della R. Accademia dei Lincei, Rendiconti, Roma.

Rend. Milano = Rendiconti del R. Ist. lombardo di scienze e lettere, Milano.

Schles. Ges. = Jahresbericht der Schlesischen Gesellschaft für vaterländische Cultur.

Schr. Danz. = Schriften d. Naturforschenden Gesellschaft zu Danzig.

S. Ak. München. = Sitzungsberichte der Königl. Bayerischen Akademie d. Wissenschaften zu München.

S. Ak. Wien = Sitzungsberichte der Akademie der Wissenschaften zu Wien.

S. Gy. T. E. = Jegyzökönyvek a Selmeczi gyógyszerészeti és természettudományi egyletnek gyüléseiről. (Protocolle der Sitzungen des Pharm. und Naturw. Vereins zu Selmecz.)

S. Kom. Fiz. Krak. = Sprawozdanie komisyi fizyjograficznéj. (Berichte der Physiographischen Commission an d. Akademie der Wissenschaften zu Krakau.)

Sv. V. Ak. Hdlr. = Kongliga Svenska Vetenskaps - Akademiens Handlingar, Stockholm.

Digitized by Google

VI. Berichte über die pharmakognostische Literatur aller Länder

herausgegeben

von der Deutschen Pharmaceutischen Gesellschaft.

Bericht für 1902.

---

1. **Ahrens, Felix B.** Über *Conium*-Akaloide. (Berichte der D. Chem. Gesellschaft, XXXV, 1902, II, S. 1880.)

Aus Rückständen der Coniinfabrikation isolierte der Verfasser eine tertiäre Base, das 1-Methyl l-Coniin, von der Zusammensetzung $C_8H_{16}N\,CH_3$, eine farblose, nach Coniin riechende Flüssigkeit, von der er eine Reihe von Salzen darstellte und beschrieb.

2. **Anonym.** Über Folia Jaborandi. (Pharmaceutical Journal, 1902, No. 1656. Durch Pharm. Ztg.)

Echte Folia Jaborandi, d. h. von *Pilocarpus Jaborandi*, die als Stammpflanze in der britischen Pharmkopoe vorgeschrieben ist, erscheinen in neuerer Zeit wieder in grösseren Mengen im Handel, nachdem sie eine Zeit hindurch aus demselben völlig verschwunden waren. Die dafür substituierten Blätter von *Pilocarpus pinnatifolius* sollen nur die Hälfte Pilocarpin enthalten. Die Blätter von *P. Jaborandi* haben auch viel Ähnlichkeit mit denen von *P. trachylophus*, zumal sie auch, besonders an der Unterseite, behaart sind (die Blätter von *P. pennatifolius* haben fast keine Haare), unterscheiden sich aber durch 3- bis 4paarige, längere und breitere Blättchen und durch eine hellere Farbe.

3. **Anonym.** Über Korkproduktion. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1908, No. 15.)

Zufolge einem Handelsberichte aus Algier verspricht man sich dort für die Zukunft grossen Nutzen aus der Korkproduktion. Nutzbringend wird die Korkeiche erst dann, wenn an ihr die sogenannte „démasclage" vorgenommen wurde. Diese besteht in einem vorsichtigen Ablösen der jungen Rinde, worauf sich die Rinde jedes Jahr erneuert, aber erst 10—12 Jahre nach der Operation eine genügende, marktfähige Dicke erreicht. In Bezug auf diese hat die Regierung angeordnet, dass in ihren Forsten die Dicke 25 mm betragen muss, bevor der Kork in den Handel kommen darf.

Digitized by Google

angegeben hat (Pharm. C.-H.). Man stellt Wattematratzen her, indem man Watte in dünne Schichten auseinanderzieht und von beiden Seiten mit Seidenpapier beklebt; zweckmässig ist der Leim nur am Rand aufzutragen. Die Pflanzen werden frisch zwischen die Matratzen gelegt, in Gitterpressen eingespannt und an einem trocknen, gut ventilierten Ort aufbewahrt. Das Trocknen nimmt 2—8 Tage in Anspruch. Bei sehr saftigen Pflanzen empfiehlt es sich, die Wattematratzen nach einem Tage auseinanderzunehmen, diejenigen, welche bisher in der Presse innen lagen, nach aussen zu legen und dann weiter zu trocknen, eventuell diesen Vorgang zu wiederholen. Die zweite Methode wird in folgender Weise ausgeführt: Ein Metallcylinder von etwa 50 cm Höhe und 35 cm Durchmesser, aus durchlochtem Eisenblech hergestellt, ist mit starker Leinwand überzogen. Die zu trocknenden Pflanzen werden zwischen dünne Lagen von Filtrierpapier gelegt, diese sodann um den Metallcylinder gerollt und durch einen Leinwandmantel dem Cylinder fest angepresst. Jetzt wird der Cylinder auf einem Dreifuss mittelst Kohlenpfannen oder Petroleumofen erwärmt und zwar so stark, dass man den Apparat mit der Hand kaum mehr berühren kann. Das Trocknen ist nach einer halben bis einer Stunde beendet. Man löst sodann den Leinwandmantel ab, nimmt die Pflanzen heraus und legt sie in eine gewöhnliche Pflanzenpresse zwischen Papier, um die durch das Rollen um den Cylinder verursachte Krümmung zu beseitigen.

Sehr hübsche Resultate erzielte Bahr mit folgendem Verfahren: Die mit Wasser von anhaftendem Staub und Schmutz gereinigten Pflanzen werden schnell durch heisses Wasser gezogen, abgeschwenkt, in eine 1 promillige spirituöse Sublimatlösung einige Minuten gelegt und dann gepresst, zunächst mit gelindem Druck, später schärfer, zuletzt event. im Trockenschrank nachgetrocknet. Vor cirka 15 Jahren gepresste *Viola tricolor.* lässt noch heute tadellos die verschiedenen Farben erkennen.

8. **Anonym.** Über Enzyme. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 82.)

9. **Anonym.** Nicotinfreier Tabak. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 85.)

10. **Anonym.** Unterscheidung der reifen und unreifen Fructus Papaveris. (Pharmac. Zeitung, XLVII, No. 97.)

11. **Anonym.** Die Balataproduktion in Brasilien. (Board of Trade Journ. Durch Pharmac. Zeitung, 1902, No. 98.)

Von sachkundiger Seite ist neuerdings die Aufmerksamkeit auf die überaus grossen Bestände von Balatabäumen im Gebiete des Amazonenstroms gelenkt worden, da die Balataproduktion infolge der geringeren Herstellungskosten bessere Gewinnchancen bietet, als die des Gummi. Nach Ansicht eines Fachmanns wird der sich in den Flussgebieten des Amazonenstroms entwickelnde Balatahandel voraussichtlich einen grossen Umfang annehmen und mit dem gleichen Handel in Guayana und im Flussgebiete des Orinokko wirksam konkurrieren, da die Balatavorräte dieser beiden Länder gegenwärtig nahezu erschöpft sind und sich dort infolgedessen bereits eine merkliche Abnahme der Balataproduktion geltend gemacht hat. Die Gebiete am Amazonenstrom dagegen haben unerschöpfliche Vorräte an Balatabäumen auzuweisen. Dieselben sind über ganz Pará und Amazonas verbreitet. Man findet sie teils vereinzelt wachsend, teils in grösseren Gruppen, zuweilen in Wäldern, die sich viele Meilen weit ausdehnen. Auch am Purus und Acre und andern Neben-

Digitized by Google

trägt nur 3,6 %, ist also geringer, als der des schwarzen Pfeffers (5—6 %). Schliesslich sei noch erwähnt, dass der Kissipfeffer am meisten Ähnlichkeit hat mit *Piper guineense* und *Piper Clusii*, mit denen er auch die grosse Menge ätherischen Öls und gefärbten Harzes gemeinsam hat.

16. **Beckstroem, R.** Über die Bestandteile und Wertbestimmung des Kalmusöls. (Berichte der D. Pharmac. Gesellsch., XII, 1902, S. 257.)

17. **Bell, A. E.** Zum Nachweis von Kurkumapulver in Drogenpulvern. (Pharmaceutical Journal, 1902, No. 1692. Durch Pharm. Ztg.)

Der Nachweis von Kurkumapulver in Drogenpulvern, besonders in Senfsamen gelingt mit Sicherheit mit Hilfe einer Lösung aus Diphenylamin 1,0, Alkohol (90 %) 20 ccm und 25 ccm reiner Schwefelsäure. Man gibt einen Tropfen dieses Reagens auf ein Objektglas, stäubt ein wenig des zu untersuchenden Pulvers auf ein Deckglas und deckt dieses dann auf das Reagens. War Kurkuma zugegen, so erblickt man über dem Beobachtungsfeld zerstreut purpurrote Flecken, deren Anzahl auf die Menge des zugesetzten Kurkumapulvers schliessen lässt.

18. **Bernegau, L.** Über die Kultur der Bataten auf den Azoren. (Tropenpflanzer, 1902, S. 285. Durch Apothekerzeitung.)

Verf. hält die Kultur als Zwischenkultur bei Kola-Anpflanzungen für beachtenswert, empfiehlt besonders die Dörrbatate, mit Dörrkartoffeln gemischt, als aromatische, schmackhafte Kartoffelkonserve. Auch zur Herstellung von Weingeist kann die Batate dienen, ferner kann sie als Futtermittel Verwendung finden.

19. **Bertoni.** Eine Süssstoff enthaltende Pflanze in Paraguay. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 12.)

Die Pflanze (*Eupatorium Ribaudianum*) wird von der paraguayischen Guarani-Bevölkerung Caa-hêé oder Azuia caá oder Eira caá genannt, was süsse Yerba, Zucker-Yerba oder Honig-Yerba bedeutet. Es ist ein unscheinbares Kraut, wenige Dezimeter hoch, mit kleinen Blättern und winzigen Blüten. Seine Heimat bilden die hochgelegenen Kampflächen, die den Gebirgszug Amambáy vom äussersten Norden bis zu den Quellen des Rio Monday umgeben. Bemerkenswert ist der starke Gehalt an Süssigkeit. Wenige Blätter genügen, um eine grosse Tasse Thee oder Kaffee zu süssen. Nimmt man nur ganz kleine Teilchen der Blätter der Pflanze in den Mund, so verspürt man den Süssigkeitsgehalt eine Stunde lang. Irgend welche schädliche Substanzen enthält sie nicht. Bertoni hält es für ausgeschlossen, dass die Süssigkeit auf Zucker zurückzuführen ist, da die Süsskraft viel grösser ist, als die des Zuckers. Ausserdem soll der in der Pflanze enthaltene Süssstoff im Gegensatze zum Zucker durch Hefe nicht in Gärung zu bringen sein. Bertoni nimmt vielmehr an, dass es sich um einen neuen chemischen Stoff handelt, der durch die chemische Analyse erst gefunden werden muss.

20. **Bertrand, G.** Über das Blauwerden gewisser *Boletus*-Arten. (Bull. d. Science Pharm. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 52.)

Das Blauwerden gewisser *Boletus*-Arten führt Verf. auf einen sehr leicht oxydierbaren und dann blau werdenden Stoff zurück, den er „Boletol" nennt. Er isolierte ihn aus verschiedenen *Boletus*-Arten, wie *B. cyanescens*, *B. lucidus*, *B. Satanas*, *B. pachypus*, *B. lupinus* durch Extraktion mit heissem Alkohol und Fällen mit neutralem Bleiacetat und erhielt nach wiederholter Reinigung feine Nadeln von orangeroter Farbe, die in heissem Alkohol, besonders nach erfolgter Verdünnung, sich mit gelber Farbe lösen. Die Bläuung der Pilze, eigentlich

Digitized by Google

Strychnin und Brucin. Dazu wurde eine ungiftige, in Alkohol unlösliche Säure angetroffen, die in Wasser, besonders in alkalischem, stark schäumende Lösungen bildet. Derrid konnte in Tasem nicht nachgewiesen werden. Das Pfeilgift ist also ein Gemisch aus dem Milchsafte von *Antiaris toxicaria* und dem Extrakte einer Strychnosrinde. Das Antiarin hat an der Giftigkeit den grössten Anteil.

Die übrigen Pfeilgifte verdanken ihre Giftigkeit nur der Anwesenheit von Strychnosalkaloiden.

24. **Brandel, G. W.** Über das ätherische Öl der Früchte von *Pseudocymopterus anisatus* Gray. (Pharmaceutical Review, 1902, S. 218.)

Die in den Bergen von Colorado, Utah und Nevada vorkommende Pflanze enthält ein ätherisches Öl, welches in seinem Geruche sehr an Anisöl erinnert, bei niedriger Temperatur aber nicht erstarrt. Die Früchte, aus denen das Öl gewonnen wird, besitzen ebenfalls kräftigen Anisgeruch.

25. **Brieger, L.** Pfeilgifte aus Deutsch-Ostafrika. (Berliner klin. Wochenschrift. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 29.)

Pfeilgifte aus Deutsch-Südwestafrika hat Verf. öfters untersucht und dabei eine gewisse Übereinstimmung in Bezug auf das giftige Prinzip derselben festgestellt. Es ist dies nicht verwunderlich, nachdem es sich herausgestellt hat, dass die sämtlichen Pfeilgifte, die im nördlichen Teile der Kolonie angewendet werden, durch Auskochen der Zweige von *Acokanthera abyssinica* gewonnen werden. Brieger isolierte aus den ihm zur Verfügung stehenden Pfeilgiften ein schneeweisses kristallinisches und ein nicht kristallinisches, an der Luft zerfliessliches Glykosid, beides Herzgifte und von derselben Wirkung wie das Ausgangsmaterial. Diese beiden Giftträger waren bisher unbekannt. Chemisch konnte das Acocantheragift nicht genau charakterisiert werden. Daneben ist noch ein langsam wirkendes Pfeilgift im Gebrauch, welches wahrscheinlich teilweise dem Safte des Kandelaber-Euphorbie entstammt.

26. **Buchwald, Joh.** Die Erkennung der Mandeln und verwandten Samen. (Zeitschr. der Untersuch. d. Nähr- u. Genussmittel, 1902, S. 545. Durch Apothekerzeitung.)

Wenn man bei der Unterscheidung der echten Mandeln von anderen, ähnlichen Kernen davon absehen will, dass aus ihnen das Öl abgepresst und letzteres nach den Angaben des Deutschen Arzneibuches geprüft wird, so ergibt sich nach den Erfahrungen des Verfs. zunächst ganz allgemein, dass für die Praxis das beste Unterscheidungsmittel neben der Kernform und der Beschaffenheit der Samenschale immerhin der Geschmack der Samen und ihr Geruch nach dem Brühen mit heissem Wasser ist. Ferner ergibt sich für die verschiedenen Samenarten folgendes:

1. Mandeln lassen sich am besten am Geschmack und, mit heissem Wasser begossen, am charakteristischen, kräftigen Geruch erkennen. Der Geschmack ist angenehm, die bittere Mandel lässt sich essen, ohne dass ihr Geschmack widerlich bitter wäre. Die Samenschale ist fest, lederartig, innen blass gelblichbraun.
2. Pfirsichkerne sind breit eiförmig, platter als Mandeln, auch kleiner als die meisten Mandeln, an den Rändern abgeschrägt, fast scharfkantig. Samenschale sehr dünn, innen bräunlich, Geschmack anfangs etwas süsslich mit bitterem Nachgeschmack. Geruch nach Heisswasserbehandlung etwas süsslich.
3. Pflaumenkerne sind länglich oder breit eiförmig, dickbauchig, an den Kanten abgerundet. Samenschale wie bei den Pfirsichen, Geschmack

Digitized by Google

durch ihre dunklere rotgelbe Färbung unterscheiden, eine Beobachtung, welche Erwähnung verdient, weil das D. A.-B. IV an erster Stelle eine *Shorea*-Art *(S. Wiesneri)* als Stammpflanze des „gelblich-weissen" Harzes anführt.

Die Löslichkeitsangaben des Arzneibuches sind ebenfalls nicht ganz zutreffend. Der Text sagt: „Dammar ist leicht in Äther, Chloroform und Schwefelkohlenstoff, weniger leicht in Weingeist löslich". Nach den von den Verff. ausgeführten Untersuchungen lösen sich aber sämtliche Dipterocarpaceenharze nur in Chloroform sehr leicht auf, in Schwefelkohlenstoff waren dagegen nur einige Harze, wie z. B. das Dammarharz des Handels, vollständig löslich, während die meisten einen grossen Rückstand hinterliessen. In Äther waren die Harze durchgehends nicht völlig löslich und beim Behandeln mit absolutem Alkohol hinterblieb ein sehr beträchtlicher Rückstand. Alle Löslichkeitsversuche wurden bei gewöhnlicher Temperatur angestellt, indem das fein gepulverte Harz längere Zeit mit dem Lösungsmittel in Berührung blieb. Nach einer weiteren Angabe des Arzneibuches soll das Pulver bei 100° nicht erweichen. Einige der untersuchten Proben waren jedoch schon im Wassertrockenschrank geschmolzen, die meisten anderen Proben fingen bei dieser Temperatur zu sintern an. Die Manchsche Chloralhydratprobe verdiente als Identitätsreaktion vielleicht berücksichtigt zu werden. Für den Nachweis von Koniferen-Dammar (von *Agathis*) in Gemischen mit echtem Dammar würden nach den Beobachtungen der Verff. die Löslichkeit in Chloroform und die Ammoniakprobe des D. A.-B. IV sichere Anhaltspunkte liefern.

80. **Caesar u. Loretz.** Neuere Arbeiten über einige Arzneidrogen. (Bericht von C. u. L. Durch Pharmae. Ztg.)

Flores Spartii scoparii. Die in den letzten Jahren nach dem Genuss von Ginsterblütenabkochungen häufiger beobachteten Vergiftungserscheinungen, wobei eine Verfälschung der Ginsterblüten vielfach vermutet wurde, veranlasste Verff., sowohl die Blüten von *Sarothamnus scoparius*, wie von *Spartium junceum* einer genaueren Gehaltsbestimmung zu unterwerfen. Dabei ergaben erstere einen Gehalt an Sparteïn von 0,278 %, letztere von 0,214 %. Danach dürften die erwähnten Vergiftungserscheinungen lediglich auf den Gehalt der Blüten an Sparteïn überhaupt zurückzuführen sein. Aus diesem Grunde sollten diese Blüten auch nur mit aller Vorsicht verwendet werden und niemals rein als Abkochung, sondern höchstens in geringem Zusatz bei den üblichen Kräuterzusammenmischungen.

Folia Belladonnae. Die von Fromme in Vorschlag gebrachte Methode zur Wertbestimmung von Belladonna- und Bilsenkraut hat sich als nicht ganz zuverlässig erwiesen; es empfiehlt sich deshalb, zu dem bekannten Kellerschen Verfahren zurückzukehren. Danach wurden gravimetrisch durchschnittlich 0.545 % und titrimetrisch etwa 0,380 % Alkaloide festgestellt.

Folia Digitalis. Bei neueren, an jährigen und mehrjährigen Folia Digitalis ausgeführten Digitoxinbestimmungen konnten Verff. einen eigentlichen Rückgang des Digitoxingehaltes bei entsprechender Aufbewahrung der Droge und speziell des Pulvers nicht konstatieren, wohl aber einen Rückgang des Gehaltes eines Pulvers schon nach vier Wochen bei absichtlich mangelhafter Aufbewahrung nach Einwirkung von Luft- und Sonnenlicht. Es dürfte sich deshalb empfehlen, zur Herstellung der Infusa zu einer gröblicheren Pulverform überzugehen, welche, gut ausgetrocknet und unter den nötigen Kautelen aufbewahrt, den von Haus aus guten Gehalt und eine dementsprechende gleichmässige gute Wirkung dann auch für länger als Jahresfrist besitzen dürfte.

Digitized by Google

welche in lufttrockener Droge 4,01—4,34 % betrug, lassen Verff. nach folgendem Verfahren ausführen:

6 g Rhizoma Hydrastis canadensis pulvis (mittelfein), 50 g Äther, 10 g Äther Petrolei, 6 g Liquor Ammon. caustici 0,960, werden unter häufigem und kräftigem Schütteln eine halbe Stunde lang maceriert, dann mit 6 g Wasser versetzt und so kräftig und lange geschüttelt, bis die überstehende Flüssigkeit blank erscheint, hierauf werden 50 g (= 5 g Rhizom.) rasch abfiltriert (eventuell klar abgegossen) und in einer 100 g-Flasche nach einander mit 20—10—10 ccm Salzsäure von 1 % HCl im Schütteltrichter ausgeschüttelt, die vereinigten und filtrierten sauren Auszüge mit Liqu. Ammon. caustici übersättigt und nach einander mit 20—15—10 ccm Äther im Schütteltrichter ausgeschüttelt. Die vereinigten filtrierten ätherischen Auszüge werden in einem gewogenen 200 ccm-Erlenmeyer-Kolben verdunstet, der Rückstand wird zweimal mit je ca. 5 ccm Äther, im Dampfbade abgeblasen und bei 100° getrocknet; man erhält so den Gehalt an Hydrastin in 6 g Droge. Das Alkaloid scheidet sich in ätherischer Lösung bei einigem Stehen in harten Kristallen zum Teil aus; es ist deshalb erforderlich, die Untersuchung rasch auszuführen.

Secale cornutum. Sowohl die Kellersche Originalvorschrift zur Cornutinbestimmung als auch die von Stoeder seiner Zeit angegebene Modifikation leiden noch an Schwerfälligkeiten oder Ungenauigkeiten, welche Verluste an Cornutin mit sich bringen. Es liegt dies im wesentlichen daran, dass die (nach Keller erhaltenen) salzsauren Auszüge in der Regel in ihrem die Trübung verursachenden Teile Kristallnadeln von salzsaurem Cornutin enthalten, welche der Bestimmung verloren gehen, wenn man die Auszüge filtriert. Unterlässt man letzteres, so hat man mit einer zweiten Fehlerquelle zu rechnen, nämlich mit einem geringen Gehalt an fettem Öl, der nur sehr schwierig ganz auszuschliessen ist. Beide Fehlerquellen lassen sich aber vermeiden, wenn man die Kellersche Methode in folgender, von Fromme ausgearbeiteter Modifikation zur Anwendung bringt:

25 g (oder besser noch 80 g) trockenes Mutterkornpulver (mittelfein) werden in einem kleinen Perkolator so lange mit Petroläther erschöpft, bis einige Tropfen des zuletzt ablaufenden auf Papier geträufelt nach dem Verdunsten keine Spur mehr hinterlassen. Darauf wird das Pulver auf glattem Papier zuerst bei gewöhnlicher Temperatur, dann bei etwa 40° C. vom anhaftenden Petroläther befreit, in einer 800 g-Flasche mit 100 (oder bei 80 g Pulver mit 120) g Äther und einem Gemisch aus 1 g Magnesia usta und 20 g Wasser eine halbe Stunde lang unter häufigem kräftigen Schütteln maceriert, dann mit ca. 20—25 g Wasser tüchtig durchgeschüttelt und von dem überstehenden Äther soviel als möglich durch einen Wattebausch rasch abgegossen. Ist dieser Ätherauszug nicht ganz blank, so ist er mit ca. 15—20 Tropfen Wasser kräftig durchzuschütteln und einige Zeit beiseite zu stellen; es lässt sich alsdann bequem ein aliquoter Teil klar davon abwägen. Wenn nicht 80 g zu erhalten sind, begnügt man sich mit weniger; je 4 g entsprechen 1 g Pulver. 80 g, oder soviel man erhalten hat, werden nun mit 25—20—15 ccm $^1/_2$ %iger Salzsäure nacheinander ausgeschüttelt, eventuell noch mit weiteren kleinen Mengen, bis einige Tropfen von der letzten Ausschüttelung durch Meyer's Reagens nicht mehr getrübt werden. Die vereinigten Ausschüttelungen werden in einer 200 g-Flasche in fast kochendes Wasser eingestellt, bis der Äther verdunstet ist, dann eventuell unter Zusatz von ca. 0,1 g Talcumpulver oder Kieselguhr noch heiss filtriert. Das Filter wird mit heissem Wasser nachge-

Digitized by Google

Café nègre nennt man die Früchte von *Cassia occidentalis* L., die neben den Zweigen und Blättern besondere antipyretische Eigenschaften besitzen sollen. Als ausserordentlich gehaltreicher Pfeffer werden die Früchte von *Piper guineense* Schum. et Thonn. angeführt, die 11,5 % ätherisches Öl und 5 % Piperin enthalten.

Von *Strophanthus*-Arten kommen im Sudan verschieden vor, so *Str. sarmentosus* A. P. DC., *Str. minor* Pax und *Str. gratus* Franchet, indessen wird von den Eingeborenen nur *Str. hispidus* zur Bereitung der Gifte kultiviert und verwendet.

Ausser den genannten wird noch eine Anzahl anderer, minder wichtiger Pflanzen abgehandelt.

32. **Collin.** Über die offiziellen Opiumsorten. (Journal de Pharmacie. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 15.)

Von den offizinellen Opiumsorten erwies sich das persische Opium als ganz besonders rein. Bei der mikroskopischen Untersuchung des persischen Opiums konnten nur relativ wenig Zelltrümmer (Epidermispartien der Kapsel oder Zellkomplexe von Mohnblättern oder Rumexfrüchten beobachtet worden), dagegen auffallend häufig solche grösseren Stücke Opium, die noch die Form der Milchsaftgefässe deutlich erkennen lassen. Man unterscheidet im Handel drei Sorten: ungefähr 45 % der ganzen Produktion, die eine vorzügliche Qualität (mit ca. 12 % Morphingehalt) genannt werden kann; dann 85 % einer geringeren Handelssorte mit 10 % Morphin und schliesslich eine geringwertige Sorte mit 7—8 % Morphin. Im Gegensatz dazu warnt Collin vor dem ägyptischen Opium, das er fast immer in der gröbsten Weise nicht nur mit vegetabilischen, sondern auch mit mineralischen Bestandteilen verunreinigt fand.

33. **Davis, Frederik.** *Solanum Dulcamara.* (Chemist and Druggist, 1902, 61. S. 818. Durch Apoth.-Ztg.)

Zur Entscheidung der Frage, ob die Früchte von *Solanum Dulcamara* giftig sind, oder nicht, hat Verfasser dieselben nach den von Dragendorff angegebenen Methoden untersucht. Er konnte aus den reifen Früchten Solanin in einer Menge von 0,8—0,7 % isolieren. Solanidin ist hauptsächlich in den Blättern und jungen Sprossen enthalten. Solanein wurde in dem alkoholischen Extrakt neben Solanidin gefunden. Dulcamarin wird in allen Teilen der Pflanze angetroffen. Beim Erhitzen mit verdünnter Schwefelsäure wird es in Dulcamaretin und Glykose gespalten.

Dulcamaretin gibt keine charakteristischen Alkaloidreaktionen, es ist ein Glykosid und zugleich ein Bitterstoff.

Während für das Solanin von Firbas die Formel $C_{52}H_{92}NO_{18}$ angegeben sind, stellte Hilger die Formel $C_{42}H_{75}NO_{15}$ auf. Der Verfasser fand im Durchschnitt $C_{42}H_{75}NO_{19}$. Dem Solanidin soll nach Hilger die Formel $C_{25}H_{14}NO_2$ zukommen; Firbas gab die Formel $C_{40}H_6NO_{19}$ an. Der Verfasser fand $C_{41}H_{71}NO_2$. Für Solanein stellte er die Formel $C_{48}H_{78}NO_{18}$ auf, während von Firbas $C_{52}H_{83}NO_{13}$ angegeben wurde. Ein unter der Bezeichnung „Solanin" bezogenes Präparat bestand aus einem Gemenge von Solanin und Solanidin.

34. **Decker, J.** Über einige Bestandteile des Kakao und ihre Bestimmung. (Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 81.)

In einem unlängst erschienenen Werkchen beschäftigt sich der Verfasser sehr eingehend mit den Eigenschaften des Theobromins, seinem quali- und quantitativen Nachweis in den Schalen und Kotyledonen der Kakaobohnen sowie mit dem Nachweise des Kakaoschalenpulvers in Kakaofabrikaten. An-

Digitized by Google

Die Leguminose *Pueraria Thunbergiana* Benth. (*Pachyrrhizus trilob.* DC., *Dolichos tril.* Lour.), von den Ainus auf Japan „Oikara" genannt, wächst auf Japan, in China und Cochinchina. Wurzel und Rhizom dienen als Nahrungsmittel, therapeutisch gegen Ruhr, äusserlich auf Quetschwunden. Die Samen werden als Stomachicum verwendet.

41. **Ferguson, A. M.** Über die Crotonarten der Vereinigten Staaten von Nordamerika. (Repert. Missouri Bot. Gard. Durch Apothekerzeitung, 1902, p. 481.)

Es werden folgende Arten beschrieben: *Croton Miquelensis, C. Floridanus, C. glandulosus Shorti, C. glandulosus, Simpsoni, C. glandulosus crenatifolius, C. Engelmanni albinoides, C. californicus tenuis, C. californicus longipes, C. californicus Mobarensis, C. leucophyllus trisepalis.*

42. **Faust, E. S.** Über das Acocantherin. Ein Beitrag zur Kenntnis der afrikanischen Pfeilgifte. (Archiv für experimentelle Pathologie und Pharmakologie, 1902, Bd. 48, Heft 3 und 4.)

43. **Fischer, B.** Zur Unterscheidung von Zimtrinde und Cassia lignea. (Ber. d. Chem. Untersuchungsamtes Breslau. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 38.)

Zur Unterscheidung von Zimtrinde und Cassia lignea in Pulverform lassen sich nach B. Fischer auch die Stärkekörner mit heranziehen. Die Holzkassie enthält Stärkekörnchen, die sehr viel grösser sind, als die der guten Zimtsorten. Dieselben sehen nicht nur im Bau der Weizenstärke täuschend ähnlich, sondern ihre Durchmesser erreichen auch die der Weizenstärke. Auf der einen Seite wird hierdurch allerdings die Erkennung der Holzkassie in Gemischen mit gutem Zimt erleichtert, anderenseits aber kann der Sachverständige, dem diese Verhältnisse nicht geläufig sind, zu dem Trugschlusse gelangen, ein solches Zimtpulver sei mit Weizenstärke versetzt. Man wird also gut tun, hierauf zu achten.

44. **Focke.** Über die jahreszeitlichen Schwankungen in der Stärke der offizinellen Folia Digitalis. (Die Therapie der Gegenwart. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 27.)

Die den Konstitutionen entsprechend immer gleich starke Arznei hatte in den dritten Jahresquartalen stets kräftig oder mindestens gut gewirkt. In den vierten Quartalen hatte sie noch in ungefähr der Hälfte der Fälle gut gewirkt. Dagegen war in den ersten und zweiten Quartalen eine deutliche Wirkung nicht ein einziges Mal erkennbar.

Diese Erscheinung findet ihre Erklärung in dem mit dem Alter Unwirksamwerden der Blätter und sind auch vom Arzneibuch berücksichtigt. Verf. richtete schliesslich die Stärke der Rezepte nach der Jahreszeit ein und erhielt auf diese Weise gleich gute Resultate.

45. **Fränkel, S. und Wegrinz, A.** Ein flüchtiges Alkaloid des Tabaks. (Monatsh. f. Chem. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 46.)

Die Verfasser isolierten aus dem Tabak ein flüchtiges Alkaloid, welches sie ausdrücklich als Träger des Tabakaromas bezeichneten.

46. **Freeman, W. G.** Medizinische Pflanzen von Barbados. (Pharmaceutical Journal. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 1.)

Coccoloba uvifera L. ein an der Küste allgemein vorkommender, zur Familie der Polygonaceae gehöriger Baum, liefert Früchte, die wie Weintrauben gegessen werden. Die Blätter finden als Adstringens medizinische Verwendung.

Digitized by Google

Beispiel Bolle's zeigt, dessen Kopf kürbisartig angeschwollen und wie der Hals und die Hände mit blatternartigen Pusteln bedeckt und stark gerötet war. Die Erscheinungen haben allmählich abschwächend 8 Wochen gedauert.

49. **Fritzweiler, R.** Über das Vorkommen des Oleodistearins in dem Fette der Samen von *Theobroma Cacao*. (Arbeiten aus dem Kaiserlichen Gesundheitsamte, 1902, XVIII, S. 871.)

50. **Gadamer, J.** Über die Alkaloide der Columbowurzel (*Jateorrhiza Colombo* s. *Cocculus palmatus* DC.) (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 450.)

Die Resultate der „vorläufigen Mitteilung" des Verfs. sind kurz folgende:

1. Die Colombowurzel enthält mindestens zwei berberinartige, mit Berberin nicht identische Alkaloide.
2. Die Colombo-Alkaloide sind gelb gefärbt und gehen bei der Reduktion in farblose Hydroverbindungen über, die sich im Gegensatz zum Ausgangsmaterial mit Äther ausschütteln lassen.
3. Fast sicher ist es, dass Berberin in *Radix Colombo* nicht enthalten ist.
4. Die Colombo-Alkaloide sind wahrscheinlich wie das Berberin quaternäre Basen, die bei der Reduktion in tertiäre Hydroverbindungen übergehen.

51. **Gadamer, J.** Über Corydalisalkaloide. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 19.)

Durch die Arbeiten verschiedener Autoren, insbesondere von Schmidt (Marburg) und seinen Schülern sind in dem knollig verdickten Wurzelstocke von *Corydalis cava* als charakteristische Individuen fünf Alkaloide ermittelt worden:

Corydalin $C_{22}H_{27}NO_4$ Smp. 184,5.
Corybulbin $C_{21}H_{25}NO_4$ Smp. 288—289°.
Corycavin $C_{23}H_{23}NO_6$ Smp. 216—217°.
Bulbocapnin $C_{19}H_{19}NO_4$ Smp. 199°.
Corytuberin $C_{19}H_{25}NO_4$ Smp. über 200°.

Ausserdem hat noch Merck auf ein sechstes Alkaloid aufmerksam gemacht, welches er „Corydin" nennt. Die verschiedenen Autoren hatten stets verschiedene Resultate, so dass es den Anschein hat, als ob die absolute und relative Menge sowie die Zahl der Alkaloide je nach dem Ausgangsmaterial wechselnd wären. Um diese Frage zu entscheiden, unternahm Verf. seine Untersuchungen. Er teilt die von ihm isolierten Alkaloide in mehrere Gruppen ein und charakterisiert dieselben.

52. **Gawalowski, A.** Über Nicotianin. (Zeitschrift des österreichischen Apothekervereins, 1902, No. 87. Durch Pharm. Ztg.)

Das sogenannte „Nicotianin" betrachtet Verf. nach den von ihm angestellten, aber noch nicht abgeschlossenen Untersuchungen als ein höchst kompliziertes Gemisch von apfelsaurem, kampfersaurem, oxykampfersaurem und pyridinkarbonsaurem Nikotin. Erstere drei Nikotinsalze bedingen nach Ansicht des Verfs. nicht nur das variierende Aroma verschiedener Tabaksorten, sondern auch die Stärke der sogenannten nikotinarmen Sorten, während letzteres Salz die Giftigkeit des Tabakrauches erhöht. Dadurch findet der Widerspruch, der darin besteht, dass einige ältere Forscher das Nicotianin als unschädlich, andere wieder als giftig bezeichnet resp. befunden haben, eine sehr einfache Lösung. Auf die Entstehung der obigen Nikotinsalze sind die Saucierung, Fermentierung und selbstredend auch die Qualität des Rohtabaks von Einfluss.

53. **Gawalowski, A.** Die Rotpigmente der Alkannawurzel. (Zeitschrift des allgem. österreich. Apothekervereins, 1902, No. 87. Durch Pharm. Zeitg.)

Digitized by Google

Als Verfälschung der echten „*Hispidus*"-Samen kommt am meisten *Str. sarmentosus* vor, eine Pflanze, welche im ganzen Verbreitungsgebiete von *hispidus* vorkommt, also an der Westküste Afrikas von Senegambien bis in den Kongostaat. Diese Samen sind kürzer und dicker, auch heller behaart, als die von *Str. hispidus*. In den Schoten unterscheiden sich die Arten noch leichter, weshalb Verf. vorschlägt, *Str. hispidus* nur in den Schoten einzuführen, dasselbe, was Holmes für *Str. Kombe* vorgeschlagen hat, allerdings bisher mit wenig Erfolg. Man sollte *hispidus* wieder in den Arzneischatz einführen, da die Art sicherer unverfälscht zu beschaffen ist, als *Kombe*.

Die Wurzel von *Str. hispidus* besteht aus weit über meterlangen, hin und wieder gabelförmig geteilten, dickfleischigen Nebenwurzeln, 2—8,5 cm dick, im allgemeinen cylindrisch, aber in Abständen von 1—4 cm einseitig oder wurstförmig eingeschnürt. Auf die hellbraune, dicke Korkschicht folgt nach einem kräftig entwickelten Phellogen und Phelloderm ein ausserordentlich reiches, dünnwandiges, stärkeführendes Rindenparenchym, in welchem sich auch vereinzelte Zellen mit Oxalatkristallen finden. Auch in der sekundären Rinde ist das stärkeführende Parenchym massenhaft entwickelt, die Leptomelemente trifft man nur recht spärlich zwischen den massenhaften, nach aussen zu sich verbreiternden Marksträngen, häufig dagegen die stets vereinzelt liegenden, ziemlich derbwandigen, verzweigten Milchsaftschläuche. Der centrale Holzkörper nimmt höchstens die Hälfte des Querschnittdurchmessers ein und besteht zum weitaus grössten Teile aus Hadromparenchym. Die Markstrahlen sind sehr zahlreich, die primären ein- bis zweireihig, die sekundären stets einreihig. Sämtliche Zellen sind grosslumig, reichlich Stärke führend. Das Hadromprosenchym ist grosslumig, dickwandig. Die grossen, betüpfelten Gefässe liegen meist in Gruppen beisammen. Mark fehlt. Sehr charakteristisch sind die zahlreichen, konzentrisch gelagerten, einen vollständigen Ring bildenden Parenchymbinden, die stets nur aus einer einzigen, reichlich Stärke führenden Zellschicht bestehen.

Herbarexemplare nebst Früchten von *Strophanthus gratus* erhielt Verfasser kurze Zeit darauf aus Kamerun unter dem irrtümlichen Namen „Enaée". Die Früchte dienen zur Bereitung des Pfeilgifts des Baqueostammes Sie stimmen mit denen überein, welche von Blondel als „Strophanthus glabre du Gabon" bezeichnet worden waren.

Str. gratus kommt im ganzen Verbreitungsgebiete des *hispidus*. d. h. vom Senegal bis zum Kongo vor. Thoms stellte daraus ein kristallinisches Strophanthin dar. Die Samen sind denen von *Str. Thollonii* sehr ähnlich. Sie sind kahl, spindelförmig, an der Basis mehr oder minder abgerundet, manchmal fast scharf abgeschnitten; nach oben zu sind sie scharf kantig, manchmal fast geflügelt, manchmal auch abgerundet oder etwas unregelmässig gedrückt. Der Spitze zu laufen sie ganz allmählich aus in dem ziemlich kurzen Stiel des Haarschopfes. Farbe scharf gelb bis gelbbraun. Die Länge beträgt 11—19, die Breite 3—5, die Dicke 1—1,8 mm, die Länge des unbehaarten Haarschopfträgers 1—2 cm, die Länge des behaarten Teils 4—5 cm. Der Geschmack ist ausserordentlich und lange anhaltend bitter. 88—89 Samen wiegen 1 g. Sie lassen sich scharf und rechtwinkelig brechen.

Unter dem Mikroskop stellt sich die äusserste Schicht aus tafelförmigen, etwas längsgestreckten Zellen bestehend dar, deren Radialwände in der für die Zellen von *Strophanthus* charakteristischen Weise in der Mitte sehr stark

Digitized by Google

scheinung, als *J. Sabina* gewöhnlich als Strauch vorkommend, hier als grosser, schöner Baum in zahlreichen, zusammenstehenden Exemplaren auftritt.

61. **Galli, S.** Bergamottblätteröl. (The Chemist and Druggist, 1902, No. 1170. Durch Pharm. Ztg.)

Bergamottblätteröl, welches im Gegensatz zu dem aus den Fruchtschalen gewonnenen Bergamottöl des Handels bisher wissenschaftlich kaum untersucht worden ist, wird aus den Blättern des Bergamottbaumes nur zu etwa 0,15 % erhalten und deshalb schon an den Produktionsorten vielfach mit Terpentinöl oder Schalenöl verfälscht. Das reine Öl hat nach Untersuchungen des Verfassers das spezifische Gewicht 0,871—0,878, dreht nach rechts + 25° 80′ bis 26° und enthält 82—84 % Ester (als Linalylacetat berechnet). Es löst sich in gleichen Teilen 90prozentigen Alkohols und enthält Anthranilsäuremethylester. Dieses Bergamottblätteröl, von dem jährlich nur etwa 20 kg destilliert werden, kommt nicht an den Markt, sondern wird zumeist zur Fälschung anderer ätherischer Öle, z. B. des Orangenblütenöls, benutzt.

62. **Haensel, H.** Rhaponticumöl. (Bericht. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 62.)

Aus der zerkleinerten Wurzel von *Rheum Rhaponticum* wurden durch Destillation mit Wasserdämpfen 0,0041 % eines intensiv gelb gefärbten, konkreten Öles gewonnen, das nach längerem Stehen einen braungelben, kristallinischen Körper abschied. Schmelzpunkt 25,5° C. Das Öl ist in Alkohol, Äther und Chloroform mit gelber Farbe, in Kaliumkarbonatlösung mit braunroter, in Ammoniak mit rotvioletter und in Kalilauge mit roter Farbe bis auf einen minimalen Rückstand löslich.

Das Rhaponticumöl enthält Chrysophansäure, vermutlich auch Emodin, doch konnte letzteres mit Sicherheit nicht nachgewiesen werden.

63. **Haensel, H.** Über einige neue ätherische Öle. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 8.)

Kardamomenöl aus Kamerun zeigt ein niedrigeres spez. Gew., als Öl aus Malabarkardamomen und ist linksdrehend, während Malabarkardamomenöl nach rechts dreht.

Eibischblütenöl, zu 0,024 % aus den Blüten von *Althaea officinalis* gewonnen, bei gewöhnlicher Temperatur fest, braungelb, von honigartigem Geruch, bei + 86° schmelzend, schwach sauer reagierend, löslich in Benzol, Äther und warmem Alkohol.

Marrubiumöl. *Marrubium album* gab 0,0526 %, *M. nigrum* nur 0,086 % ätherisches Öl. Beide Öle schmelzen bei 16,5°—17,5°. Spez. Gew. bei *album* 0,9414, bei *nigrum* 0,984. Farbe tief schwarzbraun, Geruch tabakähnlich, Geschmack bitter. Beide Öle sind in Alkohol und Äther löslich.

Schafgarbenöl, aus getrockneten Blüten von *Achillea millefolium* zu 0,485 % erhalten, von gewürzhaftem Geschmack, in Alkohol löslich, schwach linksdrehend. Spec. Gew. 0,9155 bei 15°.

64. **Haensel, H.** Über einige ätherische Öle. (Bericht. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 32.)

Eberwurzöl, welches bisher nur wenig untersucht wurde, gewann Haensel zu etwa 2 % aus der Wurzel von *Carlina acaulis*. Spez. Gew. 1,042 bei 15°.

Hyssopöl ergab 72 % sauerstoffhaltige Bestandteile. Diese bilden ein ätherisches Öl von blassgrüner, glänzender Farbe.

Französisches und italienisches Pfefferminzöl. Neu im Markte wird aus Oberitalien dort gewonnenes Pfefferminzöl angeboten.

Digitized by Google

Zwei Muster von Chinarinden aus Guatemala, beide als von *Cinchona Calisaya* stammend bezeichnet, legte Verfasser auf der Herbstversammlung des Apothekervereins des Kantons Zürich vor. Das eine Muster bestand aus prächtigen, langen Röhren, die der besten Ware, die wir aus Java zu sehen gewohnt sind, an die Seite gestellt werden können. Der Alkaloidgehalt betrug 8,2 %. Das zweite Muster bestand aus kürzeren Röhren, die durch Schaben von der Borke befreit waren; es enthielt 5,08 % Alkaloide. Auffallend war die Dicke der Bastfasern, die bei dem ersten Muster zu 87, bei dem zweiten zu 84 μ gefunden wurde. Bei vergleichenden Untersuchungen fand Gottfr. Meyer für *C. Calisaya* nur 71,4 μ und Reimers 70 μ. So dicke Bastfasern wie bei den vorgelegten Rinden fand Meyer nur bei *C. Pahudiana*.

69. **Hartwich**, C. Falsche Kotorinde aus Bolivien. (Schweizerische Wochenschrift für Pharmacie, 1902, p. 18. Durch Apothekerzeitung.)

Die neue Rinde ist ein 1,1 cm dickes, flachrinnenförmiges Stück von brauner Farbe, aussen glatt, wenig höckerig, innen grobstreifig und etwas dunkler. Bruch körnig. Geruch stark aromatisch, schwer zu beschreiben. Geschmack ähnlich, dabei an Zimmt erinnernd. Der Querschnitt zeigt, dass die Droge ausschliesslich aus sekundärer Rinde besteht. Die primäre Rinde ist durch Borkebildung abgeworfen worden. In den äusseren Teilen des Querschnitts sind Bast und Markstrahlen schwer zu unterscheiden, da eine ziemlich grosse Sklerose des Parenchyms eingetreten ist. Die Steinzellen sind deutlich geschichtet und porös. Besonders bemerkenswert ist, dass die Zellen der Markstrahlen in erster Linie sklerotisiert sind. Die Markstrahlen erweitern sich auch stellenweise. Weiter nach innen werden die Gruppen von Steinzellen spärlicher und fehlen endlich ganz. In diesen inneren Partien erscheint der Bast deutlich geschichtet aus tangentialen Gruppen zusammengefallener Siebröhren mit Parenchym und Ölzellen. Bastfasern fehlen. In den Zellen der Markstrahlen und in denen des Bastparenchyms finden sich spärlich Nadeln und schlanke Rhomben von Kalkoxalat.

Es erscheint nicht zweifelhaft, dass die Rinde von einer Lauracee abstammt, obgleich wichtige Merkmale, die den Rinden dieser Familie sonst zukommen, aus Mangel an Material ausser Berücksichtigung bleiben mussten, nämlich der gemischte sklerotische Ring der primären Rinde mit seinen Eigentümlichkeiten und die gewöhnlich einseitig verdickten Korkzellen. Etwas erschwert wird die Ableitung von der genannten Familie durch das Fehlen von Bastfasern, die sonst so häufig vorkommen, aber beispielsweise bei *Laurus* fehlen.

70. **Hartwich**, C. Beiträge zur Kenntnis der Sarsaparillwurzel. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 825.)

Verf. beschreibt eine Anzahl von Sarsaparilldrogen, welche in den letzten Jahren der pharmakognostischen Sammlung des Polytechnikums in Zürich zugegangen waren. Er teilt sie in 3 Gruppen ein:

1. Echte Sarsaparillen, d. h. solche, die alle Merkmale der echten Droge tragen, aber von den bisher bekannten Sorten verschieden sind.
2. Solche, die sich leicht von ihnen unterscheiden lassen und in der Abstammung offenbar mehr oder weniger weit abweichen, aber als Sarsaparillen nach Europa gelangt sind.
3. Solche, bei denen letzteres nicht der Fall war, die aber in ihrer Heimat als „Sarsaparille" verwendet werden.

Gruppe I a. Sarsaparille von Nicaragua, lange Wurzeln, reichlich mit Längswurzeln und dünneren Wurzeln versehen, 3 mm dick. Unter der

Digitized by Google

bräunlich. 4. Dünnere Stücke mit auffallend grossem Mark. Gefässteile nur schwach entwickelt. Mark etwa $^2/_3$ des Querschnitts einnehmend. Sekundäre Fasern fehlen. Im Mark Oxalatdrusen. Hauptformen sind hier 1 und 2 mit sekundären Fasern und 3 und 4 ohne solche.

Übersicht über die seit etwa 10 Jahren bekannt gewordenen Verfälschungen und Substitutionen der Sarsaparille nach anatomischen Merkmalen:

A. Der Querschnitt zeigt einen äusseren Ring kleiner Gefässbündel und eine innere Gruppe grösserer, hintereinander gestellter Bündel. Sie sind konzentrisch gebaut mit dem Xylem in der Mitte. Wurzel von *Pteris* spec.

B. Der Querschnitt lässt ein polyarches radiales Gefässbündel erkennen. Bau der Wurzeln der Monocotyledonen:

a) Die radiale Anordnung ist nur in den äussersten Teilen des Bündels an der Endodermis deutlich, weiter nach innen stehen einzelne Gefässe und kleine Siebteile regellos durcheinander. In der Rinde Faserbündel, die einen Sekretraum umschliessen, Oxalatraphiden und Faserstoffzellen. *Philodendron* spec., als Jamaica-Sarsaparilla vorgekommen.

b) Das ganze Bündel zeigt streng radiale Anordnung, höchstens stehen einzelne Gefässe isoliert im centralen Parenchym. Typus der echten Sarsaparille.

α) In der Endodermis unverdickte Durchlasszellen:

1. Zellen der Endodermis an der Aussenwand unverdickt, an der Innenwand und den Seitenwänden stark verdickt. Hypodermis aus ringsum gleichmässig verdickten Zellen. Die Rinde enthält keine Oxalatraphiden und kein Stärkemehl. Falsche Sarsaparille aus Brasilien (*Herreria* spec.?).
2. Zellen der Endodermis ringsherum gleichmässig stark verdickt. Endodermis nach aussen verstärkt durch 2 Lagen verdickter Zellen. Ausserhalb oft noch einzelne Parenchymzellen porös verdickt. Rinde abgeworfen: Sarsaparilha do Mato (*Rajania cordata* Vell.).
3. Zellen der Endodermis nur an Innen- und Seitenwand mässig verdickt. Durchlasszellen reichlich vorhanden. Hypoderm breit, aus unverdickten, verkorkten Zellen bestehend. *Smilax* spec. aus Argentinien.

β) In der Endodermis keine unverdickten Durchlasszellen.

1. Zellen der Endodermis an der Aussenwand schwach, an der Innenwand stark verdickt. Rinde abgeworfen: Sarsaparilha do Mato. *S. brava* (*Herreria Sarsaparilla* Mart.).
2. Zellen der Endodermis an der Aussenwand schwach verdickt, an der Innenwand und den Seitenwänden stark verdickt. Samen auffallend klein. Endodermis nach aussen durch 2 Lagen stark verdickter Zellen verstärkt. Kein Hypoderm aus verdickten Zellen. Rinde meist abgeworfen. Sarsaparille von Kolumbien (*Smilax* spec.).

C. Der Querschnitt lässt kollateralen Bau mit deutlichem Dickenwachstum erkennen. Bau der Achse einer Dicotyledone: Sarsaparilla aus Argentinien (*Mühlenbeckia sagittifolia* Meissn.).

Digitized by Google

Auf einem dünnen Stengel erheben sich zahlreiche Zweige mit vielen rotgelben Blüten. Die ganze Pflanze wird von den Eingeborenen gegen Fieber angewendet.

Da diese *Lychnophora* nicht nur als neue Arzneipflanze, sondern auch als eine bisher unbekannte Art der Gattung *Lychnophora* (Vernoniaceae) anzusehen ist, so ist eine Beschreibung angebracht.

Eine 60—80 cm hohe Staude, welche auf beinahe vertikalen Zweigen zahlreiche, zerstreut sitzende, ovallanzettliche, oben zugespitzte Blätter trägt. In trockenem Zustande sehr zerbrechlich, sind diese ca. 1 cm lang, an der Basis 4 mm breit. Getrocknet lassen sie an der Oberfläche eine sehr deutliche, gleichmässige, in der Länge verlaufende, stark hervortretende Nervatur erkennen, die aber auf der Unterseite mehr verschwindet. Diese Blätter, ebenfalls aufrecht stehend, verdecken durch ihre grosse Anzahl fast vollständig den Stengel und gehen allmählich an den Ausläufern der blütentragenden Zweige in Schuppen über. Das Holz ist sehr hart und die schwärzliche Rinde zeigt an den von den Blättern entblössten Teilen der Rinde stark hervortretende Blattnarben. Rinde und Blätter haben einen ausserordentlich bitteren, dem Chinin ähnlichen Geschmack, während das Holz vollkommen frei von diesem Bitterstoffe ist. Der kurze und halbkugelförmige Blütenstand ist ca. 2 cm lang und 2 cm breit. Die hellrosafarbigen Deckblätter sind seidenartig, an den Rändern mit feinen, weichen Härchen besetzt, am Grunde breit, oben schmal und zugespitzt. An jedem Blütenstand befinden sich ca. 20 gelbe Blüten. Auch die Fruchtknoten sind mit wolligen Härchen besetzt.

73. **Heckel** und **Schlagdenhauffen.** Uber *Dorstenia Klainea.* (Bull. des sciences pharmacologiques, 1902, p. 29. Durch Apothekerzeitung.)

Die Verfasser isolierten aus der Wurzel einen nach Kumarin riechenden Körper, welchen sie „Pseudocumarin" nennen, verschiedene Harze, einen roten Farbstoff, sowie Gerbstoffe, die in Wasser fast unlöslich, in Alkohol leicht löslich sind. Ferner konnten sie in der Wurzel einen sehr reichen Gehalt an Stärke konstatieren.

74. **Heckmann, J.** Über gefälschten oder künstlichen weissen Pfeffer. (Zeitschrift für Untersuchung der Nahrungsmittel, 1902, No. 7.)

75. **Hellwig, F.** Über Wachstum und Alter unserer Waldbäume. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 40.)

76. **Henry, A.** Chinesische Drogen und Medizinalpflanzen. (Pharmaceutical Journal, 1902, 19. April. Durch Pharm. Ztg.)

Verf. hebt zunächst hervor, dass zwischen den in China und in Europa gebräuchlichen Drogen eine ganz auffallende Übereinstimmung selbst bis in die ältesten Zeiten bestand und noch besteht: Süssholz, Rhabarber, Enzian, Aconit, Ingwer, Zimt, *Croton Tiglium*, *Gelsemium*, *Veratrum nigrum*, *Podophyllum*, *Polygonatum*, *Polygala*, *Cannabis*, *Ranunculus sceleratus*, *Acorus Calamus*, *Polygonum bistorta*, *Dictamnus albus*, *Tussilago Farfara*, *Leonurus*, *Salvia plebeia*, *Solanum dulcamara*, *Hyoscyamus niger* etc. bilden einen Teil der auch im Reich der Mitte zu Heilzwecken dienenden Pflanzen.

Eingehender besprochen wird Kampfer und Rhabarber. Die Stammpflanze des ersteren, *Cinnamomum Camphora*, war wohl in China schon in den ältesten Zeiten bekannt, doch nur dadurch, dass das Holz zu Bauzwecken Verwendung fand. Der zuerst in den Handel gebrachte Kampfer stammte von Sumatra und auch die Hauptmenge des jetzt exportierten Kampfers kommt nicht aus China, sondern aus Japan. Eine noch ziemlich geringfügige Menge eines dem Kampfer sehr ähnlichen Körpers wird auf der Insel Hainau aus den Blättern

Digitized by Google

und etwa von der Form und Grösse einer Ranunculusblüte. Das stellenweis knollig verdickte Rhizom ist ziemlich gross und enthielt etwa 0,108 % Blausäure, deren Menge natürlich wechseln kann, da die Blausäure auch bei dieser Pflanze nur als Übergangsstoff auftritt, aus welchem die Pflanze dann ihren stickstoffhaltigen Nährstoff aufzubauen imstande ist.

80. **Höhlke, F.** Über die Harzbehälter und Harze bei den Polypodiaceen und einigen Phanerogamen. (Beihefte zum Botanischen Centralblatt. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 1.)

Bei den Polypodiaceen wurden als harzbildende Organe nur Drüsen vorgefunden. Diese können innere oder äussere sein. Erstere sind mit Ausnahme der schizogen entstandenen Harzlücken von *Aspidium athamanticum* stets einzellige Trichomgebilde. Die Hautdrüsen können mehrzellig sein, jedoch sind die Köpfchen davon immer einzellig. Eine Reihe von Farnen wird aufgezählt, in deren Rhizomen, Blattstielbasen, Blattstielen und Blattsegmenten innere Drüsen vorkommen. Die inneren Drüsenhaare besitzen wie die äusseren eine Cuticula, zwischen welcher und der inneren Zellwand das Harz gebildet wird. In letzterer Beziehung ausgenommen sind die *Gymnogramme*-Drüsen, bei denen das Harz an die freie Oberfläche der Köpfchen tritt. Äussere Drüsen fand Verf. bei einer grossen Anzahl von Farnen, und zwar auf der Epidermis der Wedelstiele, an den Blattsegmenten, an den Spreuschuppen, an den Schleiern der Sori, an den Sporangienstielen, an den Prothallien.

Die Verteilung der Drüsen bei den einzelnen Familien ist sehr ungleichmässig. Das Harz der zur Untersuchung gelangten Polypodiaceen ist ausschliesslich ein Produkt der Zellmembran. Dasselbe entsteht in den meisten Fällen durch Umwandelung von Membranlamellen, in einigen aus der Zellmembran.

Wie bei den untersuchten Farnkräutern, so zeigte sich auch bei *Senecio viscosus*, *Ononis spinosa*, *Pelargonium zonale* und *Erodium cicutarium*, dass die Harzbildung aus der Zellmembran erfolgt.

81. **Holmes, E. M.** Weitere Beiträge zur Kenntnis des Ka-Lah-Met-Holzes. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1908, No. 15.)

Über die Herkunft dieses Holzes, das in einer Abkochung bei den burmesischen Frauen als Kosmetikum Verwendung findet, ist man noch nicht im Klaren. Als erschwerend für diesbezügliche Nachforschungen wirkt der Umstand, dass unter obigem Namen sich zwei Hölzer im Handel befinden. Man neigt jedoch jetzt der Ansicht zu, dass das echte Kalahmetholz von einer Santalumspezies herrührt, während das andere von *Cordia fragrantissima* gewonnen zu werden scheint.

82. **Holmes, E. M.** Über die Wurzel von *Cassia abbreviata* Oliv. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1908, No. 15.)

Die Wurzel soll hervorragende Heilwirkung bei Schwarzwasserfieber besitzen. Verfasser glaubt, dass sie eine besondere baktericide Substanz enthält, die imstande ist, in kürzester Zeit die Wirkung des das Fieber hervorrufenden Bacillus aufzuheben.

83. **Holmes, E. M.** Über *Solanum Chenopodium*. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 27.)

Solanum Chenopodinum F. Müll. soll, in Queensland vorkommend, dort als vorzügliches Heilmittel gegen Dysenterie in Form einer Abkochung Anwendung finden. Holmes glaubt die Wirksamkeit auf die Anwesenheit von

Digitized by Google

86. **Homeyer.** Über Kalagua. (Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 8.)

Die Kalaguapflanze, *Theobroma Kalagua* de Wild. wächst in Kolumbien. Der kürzlich in Brüssel verstorbene belgische Forschungsreisende und Botaniker Charles Patin interessierte sich sehr für die Einführung des Extrakts der Pflanze bei Tuberkulose. Beim Stehen des Extrakts scheiden sich aus demselben Kristalle aus, mit deren Untersuchung sich Homeyer beschäftigt.

87. **Humphrey, John.** Über *Cannabis Indica.* (Pharmaceutical Journal, 1902, 8. Mai. Durch Pharmac. Zeitung.)

Der Verfasser stellte fest, dass ein besonderes, d. h. bezüglich seiner Wirksamkeit auffallendes Alkaloid im indischen Hanf nicht gefunden werden konnte, dagegen isolierte er Cholin und eine kleine Menge eines ätherischen Öles, sowie eine harzige Masse, die hauptsächlich aus Cannabinol bestand. Gleich Marshall beobachtete auch der Verfasser die leichte Oxydationsfähigkeit des Cannabinols und die damit verbundene allmähliche Unwirksamkeit desselben.

88. **Imbert** und **Paichère.** Über einen neuen chemischen Körper in *Gratiola officinalis.* (Bulletin des Sciences Pharmacologiques, 1902, No. 7, p. 215. Durch Pharmac. Zeitung.)

Während Walz als wirksame Bestandteile dieser Pflanze Gratiolin, Gratiosolin und Gratiolacrin angab, von welch beiden letzteren jedoch anzunehmen ist, dass sie fertig gebildet in der Pflanze gar nicht vorkommen, sondern sich erst durch Einwirkung chemischer Reagenzien bei dem Versuche sie zu isolieren bilden, haben die beiden Autoren hiervon abweichende Resultate aufzuweisen. Auch sie erhielten das Gratiolin, dann aber noch einen andern Körper, den sie Gratiolinin nannten und welcher bezüglich seiner Zusammensetzung mit dem Walz'schen Gratiolacrin identisch sein könnte, aber ganz andere physikalische Eigenschaften besitzt. Das Gratiolinin ist ein weisses, amorphes Pulver von etwas aromatischem, nicht bitteren Geschmack. Fast unlöslich in Wasser, Ammoniak und Schwefelsäure löst es sich leicht in Äther, Essigäther, Benzin, Chloroform und Salpetersäure.

89. **Itallie, van.** Über Verfälschung von *Terebinthina laricina.* (Pharmaceutisch Weekblad, 1902, No. 5. Durch Pharmac. Zeitung.)

Verfälschungen von *Terebinthina laricina* sind im Handel sehr häufig. Man erkennt sie am besten an der Säure- und Verseifungszahl. Guter, unverfälschter Lärchenterpentin hat nach des Verfassers Erfahrungen eine Säurezahl von ungefähr 70 (66,08—72), während die Verseifungszahl zwischen 118,5 und 119.4 gefunden wurde. Verfälschte Balsame zeigten Säurezahlen zwischen 97 und 99,5 und Verseifungszahlen zwischen 108 und 109,8. Es kommen aber auch Kunstprodukte in den Handel, die überhaupt keine Verseifungszahl erkennen lassen, und andere, die lediglich als Gemische aus Harz und Harzöl zu betrachten sind.

90. **Jakabházy,** S. Vergleichende Untersuchungen des chinesischen und europäischen Rhabarbers. (Zeitschr. österr. Apoth.-Ver. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 47.)

Die Arbeiten des Verfassers führten von neuem zu dem Resultate, dass der chinesische Rhabarber den europäischen nicht nur an Extraktivstoffen übertrifft, sondern auch an allen andern Bestandteilen. Besonders auffallend ist der hohe Gehalt des chinesischen Rhabarbers an Emodin und Chrysophansäure. Es ergaben z. B. drei chinesische Sorten 1,81—1,70 % Emodin und 2,92—3,71 % Chrysophansäure, während bei drei europäischen Sorten 0,88 bis

Digitized by Google

Trocknen hat bei gewöhnlicher Temperatur zu erfolgen, da bei höherer Temperatur merkliche Veränderungen vorsich gehen.

Die Blüten von *Vaccinium Vitis Idaea* enthalten weder Salicylsäure noch Benzoësäure, wohl aber Hydrochinon, wenn auch weniger, als die Blätter.

Die Früchte enthalten Benzoësäure.

Grosse Mengen der Blätter rufen toxische Erscheinungen hervor, bedingt durch den Gehalt von Hydrochinon. Durch letzteres wird die Bildung von Harnsäure im Körper eingeschränkt, daher können die Blätter bei Rheumatismus wirksam sein. Die rationellste pharmaceutische Form für die Anwendung der Blätter ist ein Fluidextrakt.

94. **Katz, J.** Über die quantitative Bestimmung des Coffeïns. (Berichte der D. Pharmac. Gesellschaft, XII, 1908, S. 250.)

95. **Karsten, W.** Über das wirksame Prinzip der Samen von *Dregea rubicunda*. (Berichte der D. Pharmac. Gesellschaft, XII, 1908, S. 245.)

Die Früchte und Samen der obigen Apocynacee wurden von Busse in Deutsch-Ostafrika gesammelt. Die Fruchtschalen milchen im frischen Zustande und sollen giftig sein.

Die Samen sind 12—17 mm lang, 10—12 mm breit und 1 mm dick, mandelförmig, glatt, grünlichbraun oder grünlichgrau, stets mit ausgesprochenem grünlichen Farbenton. Sie schmecken zuerst milchig, ölig, dann bitter und widerwärtig. Der Querschnitt wird beim Behandeln mit Schwefelsäure rotbraun, später braun.

Der Verf. isolierte aus den Samen ein amorphes, grünlichgelbes, in Wasser, Alkohol, Benzol und Chloroform leicht, in Äther schwer lösliches, in Petroläther unlösliches Glykosid. Die Ausbeute betrug ca. 2,5 %.

Der Geschmack des Glykosids ist anfangs brennend, dann bitter und zuletzt ekelerregend. In konzentrierter Schwefelsäure löst es sich mit brauner Farbe, die allmählich in violett übergeht. Beim Verdünnen fällt es mit graugrüner Farbe wieder aus. Das Glykosid reagiert neutral, ist hygroskopisch und färbt sich an der Luft citronengelb. Der wasserhaltige Körper schmilzt bei 85°, der über Schwefelsäure im Exsiccator getrocknete bei 107°. Das Glykosid reduziert beim Erwärmen nicht.

Die Elementaranalyse ergab die Zusammensetzung $C_{19}H_{30}O_{10}$ oder $C_{23}H_{38}O_{12}$

Die Untersuchung, besonders die Hydrolyse ergab, dass das Glykosid mit Strophanthin nicht identisch ist.

Die Fruchtschalen enthalten minimale Mengen von Basen, deren keine mit dem in den Strophanthussamen vorkommenden Trigonellin identisch ist.

96. **Kiessling, B.** Der Gehalt des Tabakblattes in seinen verschiedenen Entwickelungsstadien an Nikotin, Wachs, Harzen und nicht flüchtigen organischen Säuren. (Chemikerzeitung, 1902, No. 59.)

97. **Kobert, B.** Über Radix Ipecacuanhae und ihre Alkaloide. (Münchener med. Wochenschrift, 1902, S. 1027. Durch Apothekerzeitung.)

In Deutschland und England ist von den beiden Ipecacuanhawurzeln nur die Rio-Ipecacuanha offizinell, der Gebrauch der Carthagena-Ipecacuanha ist in den Apotheken nicht gestattet. Verf. wirft nun die Frage auf, ob die alleinige Zulassung der Rio-Ipecacuanha zur Benutzung in der Apotheke Sinn hat. Die besseren Sorten der Carthagena-Ipecacuanha weisen nicht nur einen höheren Gehalt an Gesamtalkaloiden auf, als die Rioware, sondern stehen selbst in Bezug auf den Emetingehalt der Riowurzel nicht nach. Die weniger guten Sorten der Carthagena-Wurzel sind an Emetin allerdings ärmer. Im

Digitized by Google

12stündigem Macerieren bei 10—15° wurde abfiltriert. Das Filtrat war schwach gelblich gefärbt. Auf Zusatz von Ammoniakflüssigkeit trat eine ganz intensive Gelbfärbung ein, die, immer stärker werdend, zuletzt in Rotbraun überging. An dieser Reaktion dürfte sich die Granatgerbsäure, nach Rembald eine amorphe, grünlichgelbe Masse, beteiligen, während es kaum annehmbar erscheint, dass die allerdings mehr oder weniger in Wasser löslichen Alkaloide irgend welchen Einfluss auf die Reaktion haben.

Setzt man zu der wässerigen Maceration von Flores Koso pulv. subt. $^1/_{1000}$ Alkali, wie Ammoniak, Natron- und Kalilauge, so tritt in dem vorher nur ganz schwach gelb gefärbten Filtrat eine intensive citronen- bis pomeranzengelbe Färbung ein. Diese Reaktion tritt deutlich wahrnehmbar selbst in der Maceration $^1/_{2000}$ noch ein. Auch hier dürfte die Reaktion zurückzuführen sein auf eine Verbindung der Kosogerbsäure mit dem Alkali. Da nun die Färbungen der verschiedenen gerbsauren Verbindungen verschieden sind, wie aus den angestellten Versuchen hervorgeht, so kann man diese zur Unterscheidung der Gerbsäure enthaltenden Pflanzenpulver heranziehen. Dass in der Tat in erster Linie die Gerbsäure als solche, nicht ihre Menge ausschlaggebend ist für die hervorgerufene Färbung, dürfte dadurch bewiesen sein, dass Cortex Granati eine dunkelere Farbentönung zeigte, als Flores Koso, der Gerbsäuregehalt der ersteren aber nach Wakenrooter 22 % beträgt, während Flores Koso nach Wittstein 24 % enthalten.

101. **Lauffs, A.** Die physiologischen Wirkungen des Perchlorats auf die Pflanzen. (Inaugural-Dissertation, Königsberg, 1902.)

102. **Laves, E.** Über Untersuchung und Verwertung von Rosskastaniensamen. (Berichte der Ges. der Naturforscher und Ärzte, 1902. Durch Pharmac. Zeitung.)

Die Rosskastanien wurden bisher achtlos fortgeworfen, obgleich ihr Nährwert ebenso hoch ist, wie der des Getreides. Sie enthalten im Mittel gegen 8 % Protein, 7 % Rohfett, 77 % stickstofffreie Extraktivstoffe, 2,6 % Asche. Die Extraktivstoffe enthalten ca. 50 % Stärke, 14 % Rohrzucker, 18 % Glykoside, 0,2 % Gerbstoff. In unreifen Samen ist nicht Rohrzucker, sondern Invertzucker enthalten. Die Glykoside (saponinartige Substanzen) von kratzendem Geschmack und saponinartige Substanzen machen sie ungeniessbar. Von den verschiedenen Vorschlägen, diese Bestandteile so zu entfernen, dass der hohe Nährwert der Samen möglichst erhalten bleibt, hat sich nur der Flügge'sche bewährt. Flügge lässt die gepulverten Samen mit Alkohol extrahieren und erhält ein weissliches, geschmackloses Kraftpulver von sehr hohem Eiweiss- und Phosphorsäuregehalt. Das alkoholische Extrakt enthält als wichtige, medizinisch wirksame Prinzipien reichlich saponinartige Substanz und Phenolabkömmlinge. Das Extrakt soll gegen Rheumatismus und Hautaffektionen mit Erfolg viel angewendet werden.

103. **Ledden-Hulsebosch, van.** Über eine Vergiftung mit Mohnfrüchten. (Archiv für Anthropologie und Kriminalstatistik, 1902, 20. März.)

104. **Léger, E.** Über die Identifizierung von Aloë und deren Nachweis in pharmaceutischen Präparaten. (Journal de Pharmacie et de Chimie. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 87.)

Zur Identifizierung von Aloë und deren Nachweis in pharmaceutischen Präparaten kann man sich sowohl der Klunge'schen Reaktion bedienen, als auch einer Farbenreaktion, welche dem Verf. im Laufe seiner Arbeiten aufgestossen ist. Zur Unterscheidung der Kap-Aloë von Barbados-Aloë und Curaçao-

Digitized by Google

von denen jeder durch unten eingelegte Gewichte u. s. w. gespannt gehalten wird. Durch diese Manipulation wird die Flüssigkeit teilweise vom Brei abgepresst, und wenn nichts mehr abfliesst, behandelt man den Rückstand weiter im Mörser, um ihn nachher auf offenen Herden unter konstantem Umrühren vollkommen auszutrocknen.

Ist der Prozess normal verlaufen, so erhält man ein sehr schönes, rein weisses Mehl. Die giftige Flüssigkeit enhält Blausäure. Ebenso entweicht solche deutlich nachweisbar beim Trockenprozess. Vermutlich entstammt dieselbe einer glykosidartigen Verbindung und wird bei Gegenwart freien Wassers und eines vorhandenen Enzyms daraus erzeugt, ähnlich ihrer Bildungsweise aus Amygdalin. Im Ätherextrakt des trockenen Mehles findet sich auch ein Öl, welches nicht Benzaldehyd ist. Dasselbe besitzt einen anderen, charakteristischen Geruch.

Die Eingeborenen Jamaicas legen der Cassavawurzel medizinische Eigenschaften bei. Man benutzt rohen Cassavabrei mit der giftigen Flüssigkeit zu Umschlägen, um Abscesse zu heilen. Drei bis vier Tropfen des Saftes innerlich genommen sollen den Bandwurm vertreiben. Des weiteren spielt der Cassavasaft eine Rolle bei sogenannten Buschdoktoren und Zauberern (Obchamen).

Die süsse *Cassava aipi* ist reich an einem milchigen, nicht giftigen Saft. Die Wurzeln werden genau wie bei der giftigen gerieben und vom Saft befreit. Das Mehl wird getrocknet und daraus werden die so beliebten Cassavakuchen gebacken. Die abgeflossene Milch enthält noch viel Stärke, welche — ähnlich der Kartoffelstärke — durch ruhiges Absitzen gewonnen wird. Aus dieser so gewonnenen Stärke erhält man in Jamaica die „Tapioca" genannte Substanz durch Erhitzen auf Metallplatten, wodurch eine teilweise Verwandlung in Dextrin stattfindet. Nebenbei bemerkt, enthält die Tapioca auch Zucker. Die über der abgesetzten Stärke stehende Flüssigkeit enthält ziemliche Mengen von Dextrin und Eiweisskörpern, welche sich durch Abdampfen gewinnen lassen. Der von der giftigen Cassava abtropfende Saft liefert eine unter dem Namen „Cassareep" bekannte Sauce.

In Jamaica gebraucht man für gewöhnlich den Namen Cassava, die Landbevölkerung jedoch spricht häufig von Cassada. Im Osten nennt man sie Manioc, in Brasilien Mandoca, in Venezuela und Columbien Yucca.

107. **Leuschner, E.** Über die Gewinnung von Arrow-Root. (Zeitschrift für öffentliche Chemie, 1902, No. 2. Durch Pharmaceutische Zeitung.)

Nach ihm gewordenen authentischen Informationen berichtet Verf., dass von allen westindischen Inseln die Bermudas noch immer das beste Arrow-Root des Handels liefern und zwar infolge der peinlichen Sorgfalt, die man dort der Darstellung des Präparats widmet. Man baut dort die Pflanze genau wie unsere Kartoffel, sammelt aber die Wurzel erst nach einem Jahre, reinigt sie dann und schält sie sehr sorgfältig, damit nicht eine Spur der harzhaltigen, bitteren Schale bestehen bleibt, da sonst das Endprodukt missfarbig wird und einen unangenehmen Geschmack annimmt. Nach dem Schälen werden die Wurzeln nochmals gewaschen und dann zu Brei gerieben oder gepresst. Durch reines Wasser wird in besonderen Apparaten die Stärke aus dem Brei gewaschen und durch Dekantieren gereinigt. Auf den Bermudas bringt man dann die feuchte Stärke in Kupferpfannen, sorgfältig mit feiner Gaze bedeckt, um Staub und Insekten abzuhalten an die Sonne und lässt sie dort trocknen. In Jamaica benutzt man hölzerne, mit Gaze oder Leinwand bedeckte Horden

Digitized by Google

in ein untergestelltes Gefäss abzufliessen. Ähnliche Versuche sind mit Lösungen von bestem arabischen Gummi gemacht worden. Im folgenden können nur die wichtigsten Zahlen wiedergegeben werden:

Gummi von *Acacia arabica* Willd. 1. Aus den Centralprovinzen. Kleine Tränen und eckige Stücke von rötlichbrauner Farbe, vermengt mit einigen helleren Körnern. Sehr spröde, glasig im Bruch und frei von Verunreinigungen. Feuchtigkeit 12,64, Asche 1,67 %, weiss, eisenhaltig. Klebkraft gut.

2. Aus den NW.-Provinzen. Grosse und kleine Tränen und eckige Stücke, Gemenge von hellen und dunkelen Körnern; sehr spröde, im Bruch glasartig, frei von fremden Beimischungen, ohne besonderen Geschmack. Feuchtigkeit 12 %, Asche 1,61 %, weiss, enthält wenig Eisen und Kalium. Klebkraft gut.

3. Von Punjab. Eckige, verschieden grosse, hellfarbige Tränen, im Bruch glasartig, sehr spröde, ohne besonderen Geschmack, sehr wenig durch fremde Beimischungen verunreinigt. Feuchtigkeit 13,28, Asche 2,64 %, mit wenig Eisen. Klebkraft schwach.

Gummi von *Acacia Catechu* Willd. 1. Aus den NW.-Provinzen. Sehr dunkele, verschieden grosse Tränen und eckige Stücke, aber auch helle Stücke darunter. Spröde, im Bruch glasartig, fast frei von fremden Beimengungen, leicht löslich in Wasser, von schwachem Karamelgeschmack. Klebkraft ziemlich gut.

2. Von Pegu, Burma. Durchsichtige, eckige, rötlichbraune Stücke, im Bruch glasartig, in Wasser leicht löslich, ohne besonderen Geruch und Geschmack, ziemlich frei von fremden Beimischungen. Feuchtigkeit 14,89, Asche 2,80 %, weiss, mit geringem Eisen- und Kaliumgehalt. Klebkraft gut.

Gummi von *Acacia farnesiana* Willd., NW.-Provinzen. Grosse Tränen und kleinere, eckige Stücke von gelblichweisser bis rötlichbrauner Farbe, ohne besonderen Geruch oder Geschmack. Durchsichtig, leicht zerbröckelnd, im Bruch glasartig. Die helleren Teile lösten sich leicht in Wasser, die dunkleren schwieriger. Klebkraft gut, Feuchtigkeit 9,49, Asche 2,69 %.

Gummi von *Acacia ferruginea* DC. aus Bombay. Kleine, eckige Bruchstücke von wechselnder Farbe, fast weiss bis dunkelbraun, geruchlos, ohne besonderen Geschmack, fast völlig wasserlöslich. Klebkraft ziemlich gut. Feuchtigkeit 12.09 %, Asche 8,59 %.

Gummi von *Acacia Jacquemontii* Benth., von Punjab. Unregelmässige, kleine, etwas dunkel gefärbte Tränen, vermengt mit nur wenig Samen, Rinde etc., im Bruch glasartig, ohne besonderen Geschmack, Klebkraft gering. Wässerige Lösung durch Alkohol fällbar. Feuchtigkeit 16,19 %, Asche 4,99 %.

Gummiharz von *Acacia leucophloea* Willd., aus Bombay. Kleine, getrennte Tränen und zusammenhängende Stücke von dunkelbrauner Farbe ohne ausgesprochenen Geruch und Geschmack, mit wenig fremden Bestandteilen. Einige der kleinernn Tränen waren gelblich, fast durchsichtig. Das etwas kleberig anzufühlende Gummi brach schwierig und matt glasartig, einige Stücke waren im Innern noch weich. Löslich teilweise in Alkohol, teilweise in Wasser. Der konzentrierte Schleim besass ziemliche Klebkraft. In Alkohol löslich 85,70 %, in Wasser löslich 49,56 %, unlöslicher Rückstand 6,81 %, Feuchtigkeit 7,92 %.

Gummi von *Acacia modesta* Wall. von Punjab. Probe A, bestehend aus gleichen Mengen von grossen, runden, hellbraunen und kleineren, heller

Digitized by Google

mit Wasser nur quellbar, ohne Klebkraft. Feuchtigkeit 18,52 %, Asche 4,14 %, eisenhaltig.

2. Muster von Punjab. Tränen gross, hellfarbig, zähe, im Bruch matt, Geruch und Geschmack schwach sauer, in Wasser nur quellbar, ohne Klebkraft. Feuchtigkeit 18,66 %, Asche 4,42 %, eisenhaltig.

Gummi von *Cocos nucifera* L. von Malabar, Madras. Dunkelbraune kleine Stücke und dünne Streifen, durchsichtig, im Bruch glasartig, mit viel Holz etc. gemengt. Geruch nach gebranntem Zucker, Geschmack nicht auffallend. Feuchtigkeit 11,80 %, Asche 0,87 %, eisenhaltig.

Gummi von *Lagerstroemia parviflora* Roxb. aus dem Gangesdistrikt. Unregelmässige, hellfarbige Massen von glasartigem Bruch, ohne Geruch und Geschmack, ziemlich frei von fremden Beimengungen. Feuchtigkeit 18,36 %, Asche 2,88 %, etwas eisenhaltig. Klebkraft gut.

„Gummiharz" von *Mangifera Indica* L. Das Muster bestand aus einem Stück von zusammengebackenen Tränen eines weichen, öligen, eigentümlich riechenden Gummis, vermengt mit Fasern, Rinde etc. In Alkohol löslich ca. 48 %, in Wasser ca. 48 %. Ohne Klebkraft. Feuchtigkeit 7,41 %, Asche 4,58 %, eisenhaltig.

„Gummi" von *Mangifera Indica* L. von Punjab. Grosse hellbraune Tränen, stark verunreinigt durch Schmutz, Rinde und Steine, im Bruch glasig, ohne besonderen Geschmack. Feuchtigkeit 14,27 %, Asche 4,25 %, eisenhaltig.

111. **Mann, C.** Über quantitative Bestimmung ätherischer Öle in Gewürzen. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 149.)

112. **Mannich, Carl.** Über das Harz der schirmartigen *Albizzia fastigiata* Oliv. (Notizbl. Botan. Gart. und Museums Berlin, 1902, No. 28.)

Das Produkt ist kein Harz, besitzt vielmehr grosse Ähnlichkeit mit den Tragakanth-Arten. Es ist ein Gemenge von Bassorin und einer Gummiart, wahrscheinlich Arabin. Die durchsichtigen Stücke sind ziemlich gross, sehr hart und spröde. Sie brechen glasig. Das fast weisse, geruchlose Pulver gibt beim Übergiessen mit der doppelten Menge Wasser sofort eine dicke Gallerte. Auch grössere Stücke quellen innerhalb einer Stunde schön und gleichmässig auf. In 50 Teilen Wasser ist das Produkt nicht vollständig löslich. Der Schleim ist nur wenig schlüpfrig und von geringer Klebkraft. Ähnlich wie beim Traganth entsteht beim Erwärmen mit Natronlauge Gelbfärbung, die beim Erkalten zurückgeht. Stärkemehl ist nicht nachweisbar.

Mit Bleiessig entsteht Fällung, nicht dagegen mit Bleiacetat. Der lösliche Bestandteil des Produkts verhält sich also wie Arabin, während die Gummiart des Tragakanths mit letzterem nicht identisch ist.

Der Aschengehalt wurde zu 8,8 % gefunden. Der in Alkohol lösliche Teil beträgt 0,14 %.

Das Produkt steht also dem Tragakanth nahe. Ob es als Ersatz für Tragakanth Anwendung finden kann, muss die technische Prüfung entscheiden.

118. **Mannich, Carl.** Kino von *Eucalyptus drepanophylla.* (Notizblatt Botan. Gart. u. Museums Berlin, 1902, No. 28.)

Die einzelnen Stücke sind bedeutend grösser, als bei den bekannten Kinosorten von *Pterocarpus Marsupium* und *Pt. erinaceus*, auch die Farbe ist heller. Geschmack stark adstringierend. In Wasser ist das Produkt wie die meisten Kinosorten ziemlich löslich, noch reichlicher, und zwar mit dunkler Farbe in Alkalien. Von Alkohol wird das Produkt infolge seines starken

Digitized by Google

folgt keine Reaktion. Die aus dem Gummi ausgeschiedene Säure zeigt eine spezifische Drehung von + 99° und reagiert mit Bleiessig nicht.

Gummi von *Acacia stenocarpa*. Kleine, meist gelbe bis braune Körner. Bassorin vorhanden, Asche 3,76 %. Polarisation der 10 %igen Lösung im 100 mm-Rohr + 4,75, Lösung schwach sauer. Es ist möglicherweise unter dem Namen Senaar- und Suakimgummi bereits im Handel.

Gummi von *Acacia usambarensis*. Grosse, braune, aus Körnern gebildete Klumpen von spröder Beschaffenheit und glasglänzendem Bruche. Mit der zehnfachen Menge Wasser quillt das Gummi infolge reichlichen Bassoringehaltes zu einer ziemlich dicken Gallerte auf. Die 2 %ige Lösung gibt nach dem Filtrieren die Arabinreaktion, Asche 1,73 %. Das Produkt steht dem Traganth ziemlich nahe.

Gummi von *Berlinia Eminii*. Hornartige, trübe, schwer zerreibliche Stücke, von brauner Farbe und schwachem, eigentümlichem Geruche. Mit 10 Teilen Wasser erhält man eine steife Gallerte, mit 50 Teilen Wasser einen trüben, schwach saueren Schleim, der. filtriert, sowohl mit neutralem wie basischem Bleiacetet Niederschläge gibt. Asche 5,78 %. Stärke fehlt. Verf. bezeichnet das Produkt als eine Traganthart.

116. **Marckwald, E.** und **Frank, F.** Zur Wertbestimmung der Gutta-Percha. (Zeitschr. für angewandte Chemie, 1902, No. 40. Durch Pharmaceutische Zeitung.)

Das Arzneibuch hat eine Methode zur Wertbestimmung des wichtigen und teuren Produkts leider nicht angegeben, sondern sagt nur, dass Guttapercha in warmem Chloroform bis auf einen geringen Rückstand löslich sein soll. Das schliesst natürlich andere in Chloroform lösliche Körper nicht aus und gibt auch keinen Aufschluss über die Zusammensetzung der Guttapercha, welche für die Beurteilung derselben vielfach von grossem Werte ist.

Bekanntlich besteht die Guttapercha im wesentlichen aus sogenannter Gutta (durchschnittlich 80 %), welche in Aceton, Alkohol, kaltem Petroläther und Äther unlöslich ist und aus etwa 20 % Harz (Alban und Fluavil). Beide Bestandteile lassen sich neben etwaigen mechanischen Verunreinigungen mit genügender Sicherheit quantitativ feststellen, wozu die Verff. eine Methode mitteilen.

117. **Marshall, W. B.** Über *Agave rigida sisalana*. (American Journal of Pharmacy, Vol. 74, 1902, No. 7. Durch Pharmaceutische Zeitung.)

Die Pflanze selbst besitzt im erwachsenen Zustande einen 3—4 Fuss hohen, dicken Stengel, der an der Spitze eine Anzahl langer und breiter, derber, fleischiger Blätter trägt, die an beiden Seiten mit kurzen, scharfen Stacheln und an der Spitze mit einem längeren Stachel versehen sind. Die zahlreichen Blüten befinden sich nahe der Spitze auf den horizontalen Zweigen eines 20—30 Fuss hohen Schaftes, so dass die ganze Pflanze wie ein grosser Kandelaber mit zahlreichen Lichtern aussieht. Die Blattnerven sind in eine weisse Masse eingebettet und durchziehen wie Fäden das ganze Blatt.

Sie sind es, die unter dem Namen Henequen als eine grobe, pflanzliche Faser von 3—5 Fuss Länge einen Haupthandelsartikel Mexikos bilden. Ihre Farbe ist hellgelb, beinahe weiss. Während die Faser in Mexiko unter verschiedenen Namen bekannt ist, deren gewöhnlichster aber Henequen ist, kennt man sie in den Vereinigten Staaten zwar auch als Henequen, häufiger aber als Sisal oder Sisalgras, auch Sisalhanf. Letztere Namen kommen daher,

Digitized by Google

Die Früchte der beiden erstgenannten Arten besitzen eine rötliche Farbe, undeutliche Streifen, einen vierteiligen Kelch und nur kurzen Stiel. Die Früchte von *Embelia* sind grösser, von brauner Farbe, mit einem fünfteiligen Kelch und sehr langem Stiel. Es wurde zwar im Verlaufe der Beschreibung eine ganze Anzahl von Verschiedenheiten im Bau und Zellengewebe der Früchte der drei Arten angegeben, doch wird zugleich die Befürchtung ausgesprochen, dass eine Untersuchung des in dieser Weise verfälschten Pfefferpulvers nur für einen geübten Mikroskopiker von Erfolg sein könne. Es wird deshalb noch folgende chemische Methode angegeben:

Man behandele das zu untersuchende Pulver mit Äther, füge der erhaltenen klaren Flüssigkeit das mehrfache Volumen Wasser zu und versetze nun mit Ammoniak, worauf eine dunkelrote Färbung entstehen wird, die auf Zusatz einer Säure, z. B. Essigsäure, wieder verschwindet. Der Farbstoff ist unlöslich in Äther, löst sich aber leicht beim Umschütteln in Wasser auf. Diese Reaktion erhält man sowohl mit den pulverisierten Früchten von *Myrsine* wie auch mit *Embelia*, während Pfefferpulver keinerlei Färbung hervorruft.

122. **Meyer, C. F. G.** Über Olivenöl. (Amer. Journ. of Pharmacie. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1903, No. 15.)

Verf. gibt eine zusammenfassende Beschreibung des Baumes und der Früchte von *Olea europaea* sowie deren Ernte und eine kurze Mitteilung über die Herstellung des Öls. Interessieren dürfte die Angabe, dass ranziges Olivenöl durch Schütteln mit Alkohol oder Kalkwasser (zu gleichen Teilen) wieder in normalen Zustand gebracht werden könne. (? Ref.) Bezüglich der Prüfung auf Reinheit wird von den vielen bestehenden Methoden die Bechische als die beste angegeben.

128. **Miller, Emerson E.** Über das Ephedrin. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 481.)

Bei dem Versuche, aus dem Kraute von *Ephedra vulgaris* ein Alkaloid zu extrahieren, gelangte Verf. nicht zu Ephedrin, sondern zu Pseudo-Ephedrin. Zur Untersuchung bezog Verf. käufliches Ephedrin, welches er eingehend charakterisiert.

124. **Miller, Emerson R.** Über das ätherische Öl von *Asarum arifolium*. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 371.)

Die Blätter und Wurzeln der amerikanischen öligen Art besitzen einen aromatischen Geruch, welcher an Sassafrasöl erinnert. Verf. fand darin 7 bis 7,5 % eines ätherischen Öls vom spez. Gew. 1,058 bis 1,061. Drehung im 100 mm-Rohre —2,55—8,7°. Das Öl enthält Eugenol, Pinen, ein Phenol unbekannter Zusammensetzung, Methyleugenol, Methylisoeugenol, Safrol als Hauptbestandteil, Asaron und wahrscheinlich ein Sesquiterpen.

125. **Mitlacher, W.** Herba Polygoni avicularis. (Pharmac. Post. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 56.)

Herba Polygoni avicularis, das Kraut des zwar mit grosser Reklame, anscheinend aber nicht ohne Berechtigung als Mittel gegen verschiedene Lungenaffektionen empfohlenen russischen Vogelknöterich, ist zur Aufnahme in die österreichische Pharmakopöe in Aussicht genommen und demzufolge vom Verf. einer sorgfältigen pharmakognostischen Prüfung unterzogen worden. Danach ist das Blatt des *Polygonum aviculare* L. anatomisch gut charakterisiert. Die Epidermis besteht beiderseits aus buchtig polygonalen Zellen mit zahlreichen unregelmässig angeordneten, etwas vertieft liegenden Spaltöffnungen, die fast regelmässig von zwei seitlichen Nebenzellen begleitet sind, deren Längsdurch-

Digitized by Google

messer senkrecht zur Spalte steht. Sie ist bedeckt von einer dicken, streifigen Cuticula. Das Mesophyll ist centrisch gebaut, indem sow Oberseite als die Unterseite durch eine vorwiegend einfache Palisade begrenzt und das Schwammparenchym auf eine schmale Zone zwischer Palisadenschichten beschränkt ist. Hier finden sich in vielen Zell auffallend grosse, morgensternförmige Kristalldrusen von Kalkoxalat Polygonaceen überhaupt, sowie zahlreiche kleine runde Kristallroset deutlicher konzentrischer Schichtung und radialen Strahlen. Der farblos der Epidermiszellen färbt sich mit Kalilauge tief indigoblau. Eisenchlo den Inhalt aller Zellen selbst in Spuren fast schwarz.

Das Perigon besitzt beiderseits eine Epidermis aus sehr zierlich randigen, dünnwandigen, inhaltlosen Zellen, bedeckt von einer feink Cuticula. Gegen die Basis zu finden sich auch Spaltöffnungen. Das zwischen beiden Epidermisplatten ist ein von kleinen Gefässbündeln zogenes, im Inhalte und in den Wänden farbloses Parenchym, das n sprechend der Basis des Perigons Chlorophyll enthält.

Die Nüsschen sind ausgezeichnet durch ein breites Exokarp, bestehe der Wand gelb bis braun gefärbten Steinzellen mit starken geschichteten und sehr unregelmässig durch wulstartige Vorsprünge u. s. w. verengten Mit KOH isoliert, zeigen diese Steinzellen eine zahnartige Form, indem ihr (oberer) Rand breit und wie eine Zahnkrone gewulstet ist und der Zellleib na sich wie eine Zahnwurzel rasch konisch verschmälert. Der Inhalt diese besteht aus gelben oder bräunlichen Tröpfchen einer ölartigen Substa die Steinzellenschichte schliesst sich eine aus mehreren Reihen bes Schicht dünnwandiger, in der Fläche etwas gestreckter Zellen an, dere gener brauner Inhalt sich in Chloral mit weinroter Farbe löst und durch K dunkler braun wird. Die übrigen Elemente der Schale sind nicht ch stisch. Der Same enthält eine aus eckigen, kleinen, dem Amylum ähnlichen Körnchen bestehende Stärke.

Das Pulver ist erkennbar, insbesondere an der eigentümlichen E des Blattes, der Blaufärbung ihres Zellinhaltes mit Kalilauge, den Kristalldrusen und den daneben vorkommenden kleinen Rosetten, fe den etwas spärlicher sich vorfindenden eigentümlichen Zellen des E Die Asche beträgt nach R. Haucke 6,85 %, ist weiss gefärbt und vo Chemisch ist die Droge leider noch nicht erforscht. Jedenfalls enthält grosse Menge Gerbstoff.

126. **Model**, A. Über Vorkommen und Anwendung von des indo-malayischen Archipels. (Berichte der D. Pharmac. Gese XII, 1902, S. 314.)

Die Arbeit ist ein Auszug aus Greshoffs „Indische Vergiftrap welche im Jahre 1902 in zweiter, zusammenfassender Auflage neu er sind. Von Pflanzengiften werden folgende abgehandelt:

Anacardiaceae, 18 Arten, viele mit cardolartigen, scharfen welche Gastroenteritis, Verschwärungen etc. bewirken. Bei manch schon die Ausdünstungen scharf, wie beispielsweise bei *Gluta Re* („Ingasbaum"). Sehr giftig sind besonders: *Melanochyla*, *Buchanania*, *Sen Melanorhoea* und *Lithraea*.

Anonaceae. Die *Anona*-Arten sind vielfach Fruchtbäume, abe dem in manchen Teilen stark giftig.

Digitized by Google

Apocyneae. Eine der an Giften reichsten Familien, namentlich an Alkaloiden und Glykosiden. Die *Acokanthera-*, *Strophanthus-*, *Adenium-* etc. Arten liefern die stärksten Pfeilgifte. Ebenso giftig sind *Cerbera* (oft zu verbrecherischen Zwecken benutzt), *Rauwolfia*, *Ochrosia*, *Tabernaemontana* und *Anodendron*. Medizinisch verwendet wird *Plumiera*.

Araceae. Viele Araceen haben ätzenden, giftigen Saft, die gekochten Rhizome aber sind häufig essbar. *Alocasia* dient zum Vergiften.

Asclepiadeae. Milchsaftführende, sehr giftige Pflanzen. *Sarcolobus narcoticus*, eine Liane, dient zum Vergiften von Raubtieren und Menschen.

Bixaceae. Hier kommt vor allem der „Samaunbaum", *Pangium edule*, in Frage, der in allen Teilen Blausäure enthält und sehr giftig ist, während die gekochten Blätter als Gemüse genossen werden.

Cucurbitaceae. *Trychosanthes globosa* enthält einen colocynthinartigen, giftigen Stoff.

Cycadeae. *Cycas circinalis*, mit sehr giftigen Samen.

Dioscoreaceae, Knollengewächse mit giftigen Alkaloiden, oft verbrecherisch benutzt.

Euphorbiaceae, mit 40 Arten. *Excoecaria*, *Ophthalmoblapton*, *Hura*, *Hyaenachne*, *Hippomane* u. a. gehören zu den stärksten Giftpflanzen. Viele Arten dienen als Fischgifte. Die Samen von *Ricinus* enthalten bekanntlich das äusserst giftige Toxalbumin Ricin.

Gramineae. Die Körner von *Zea Mays* L. lässt man gären und stellt die Gärungsgefässe in den Fruchtgärten auf, woran sich die Affen berauschen und dann gefangen werden.

Guttiferae. *Garcinia-* und *Calophyllum*-Arten liefern in ihren Milchsäften sehr starke Gifte.

Lauraceae, vielfach giftige Öle liefernd, auch das giftige Alkaloid Laurotetanin.

Leguminosae mit 88 Arten, liefern Gifte aller Grade, meist Alkaloide (*Physostigma*, *Erythrophloeum*, *Cytisus* u. a.), manche liefern Fischgifte (*Derris*) und Pfeilgifte. Der Saft keimender *Pachyrrhizus-* und Kartoffelknollen dient zur langsamen Tötung von Menschen und Tieren, ebenso die blausäurehaltigen Früchte von *Phaseolus lunatus* L., Teile von *Glycine Soja*, *Millettia sericea*, *Indigofera*, *Mucuna gigantea* und die Brennhaare der Schoten von *M. Blumei*. Auch *Entada*, *Tephrosia-* und *Sophora*-Arten sind alkaloidhaltig.

Lecythidaceae. *Barringtonia*-Arten sind Fischgifte und dienen auch zu verbrecherischen Zwecken.

Loganiaceae. An höchst giftigen Alkaloiden reiche Familie. Mehrere *Strychnos*-Arten dienen zu Pfeilgiften.

Liliaceae. Die Wurzel von *Gloriosa superba* L. enthält ein sehr giftiges Alkaloid, ebenso wie *Dianella ensifolia*.

Meliaceae. *Melia Azedarach*, *Carapa moluccana* und *Dysoxylon nutans* enthalten starke Gifte.

Menispermeae, vielfach giftige Alkaloide (Coccolaurin) und giftige Bitterstoffe (Picrotoxin) enthaltend.

Moraceae, mit 16 Arten, darunter der berühmte „Giftbaum von Java", *Antiaris toxicaria* Lesch., Pohon-Upas der Eingeborenen, aus welchem unter verschiedenen Zusätzen die berüchtigten Ipoh-Pfeilgifte bereitet werden, deren Grundlage immer das Antiarin ist.

Viele Artocarpeen, so der berüchtigte *Artocarpus venenosa* Z. et M.,

Digitized by Google

scheiden giftigen Milchsaft aus. *Covellia hispida* hat giftige Früchte, *Ficu myriocarpa* und *F. leucanthatoma* besitzen giftigen Milchsaft, der als Pfeilgif direkt aufgestrichen wird.

Musaceae. Die gerösteten und zerquetschten Kerne verursachen Blut speien und Tod.

Palmae. Die *Areca*-Früchte enthalten ein giftiges Alkaloid, ebenso wi die Wurzel der Varietät *nigra* und die von *Borassus flabelli formis*.

Die Sapindaceen umfassen viele giftige Pflanzen, besonders Fischgift (*Serjania, Cupania, Paullinia* u. s. w.).

Simarubaceae, Giftpflanzen, wie *Brucea sumatrana*, und andere giftig Arten enhaltend.

Solaneae. Verschiedene *Solanum*-Arten, deren Kerne sogar eine Menschen töten können.

Urticaceae. *Laportea*-Arten und *Fleurya interrupta* wirken furchtba nesselnd.

Verbenaceae. Enthalten vielfach Glykoside und Alkaloide, so *Vite* Arten, *Callicarpa longifolia* und andere.

Die Cryptogamen liefern als Gifte verwendete Pilze.

Auch das Tierreich beherbergt eine grössere, als Giftsubstanzen ve wendete Anzahl von Arten, wobei aber vielfach Aberglauben im Spiele sei mag. Manche Fische besitzen aber in der Tat ein herzlähmendes Gift in ihre Rogen. Auch manche Schaltiere sind giftig, ebenso manche Radiaten, Actinie Crustaceen, Myriopoden, Giftspinnen und Insekten, unter letzteren verschiede Substitute für unsere spanischen Fliegen.

127. **Molisch, H.** Über eine neue Cumarinpflanze. (Berichte d Deutsch. botan. Ges. Durch Pharmaceut. Zeitung, XLVII, 1902, No. 21.)

Es handelt sich um die in Java einheimische Acanthacee *Peristrophe a gustifolia* Nees fol. var. Verfasser bemerkte an trockenen Exemplaren dies in unseren Gewächshäusern weit verbreiteten Pflanze einen starken Cumari duft, der der lebenden Pflanze völlig fehlt. Es gelang ihm, nach der etw modifizierten Nestlerschen Methode die charakteristischen Cumarinkrista zu sublimieren. Dieselben verflüchtigen sich an der Luft bereits nach mehrer Stunden. Das erst postmortale Auftreten des Cumarins setzt Verfasser na dem Vorgange von Behrens auf Rechnung eines Fermentes, ähnlich wie d Entstehung des Bittermandelöls aus dem Amygdalin unter dem Einflusse d Emulsins.

128. **Moller, Ad. F.** Kakao von Cabinda (Portugies. Kong (Tropenpflanzer, 1902, S. 641. Durch Apothekerzeitung.)

Das mittlere Gewicht der lufttrockenen Früchte betrug 184 g, sie e hielten im Durchschnitt 48 Samen im Gesamtgewicht von 48,05 g. Die Unt suchung der Samen ergab folgendes: Feuchtigkeit 8,4 %, Eiweiss 11,37 Fett 36,80 %, Zucker 0,58 %, Stärke 28,09 %, Roh-Cellulose 4,24 %, Th bromin 1,09 %, Koffein 0,47 %, Asche 2,00 %, unbestimmbare Stoffe 11,96 Der Fettgehalt ist also ebenso gross wie bei Trinidad-, Surinam- und Guayaq Kakao, während Para etwas weniger aufweist. Asche besitzen die meist Sorten beträchtlich mehr, zwischen 2,92 und 3,08 %, während der Cabin Kakao wiederum weit mehr Theobromin enthält, als die andere Kakaosort

129. **Nestler, A.** Nachweis von extrahiertem Thee durch Sub mation. (Zeitschr. d. Untersuch. d. Nahrungsm., 1902, No. 6.)

Digitized by Google

Das in der Überschrift gekennzeichnete Verfahren hat sich bewährt. Verfasser beschreibt einige Modifikationen.

130. **Niederstadt, B.** Untersuchung verschiedener fetter Öle brasilianischer Pflanzen. (Berichte der Deutschen Pharmaceutischen Gesellschaft, XII, 1902, p. 148.)

Es handelt sich um folgende, von Th. Peckolt dem Pharmaceutischen Institut der Universität Berlin zur Untersuchung übersandten Öle:

1. Samenöl von *Chorisia Peckoltiana* Mart. (Bombaceae), hellgelb, in der Kälte teilweise erstarrend, etwas aromatisch.
2. Samenöl von *Aegiphila obducta* Vellos. (Verbenaceae), dunkelgelb, flüssig bleibend, ranzig.
3. Samenöl von *Basiloxylon brasiliensis* K. Schum. (Sterculiaceae), dunkelgelb, kristallinischer Bodensatz, in der Wärme völlig klar, Geruch normal.
4. Samenöl von *Pithecoctenium echinatum* K. Schum. (Bignoniaceae), gelb, trübe infolge kristallinischer Ausscheidungen, in der Wärme klar. Geruch normal.
5. Samenöl von *Sterculia Chicha* St. Hil. (Sterculiaceae), in der Wärme flüssig und hellgelb, bei gewöhnlicher Temperatur fest, kristallinisch. Geruch etwas ranzig.
6. Samenöl von *Anacardium occidentale* L. (Anacardiaceae), goldgelb, halb fest, kristallinische Ausscheidungen, in der Wärme klar. Geruch normal.
7. Samenöl von *Carpotroche brasiliensis*, hellbernsteingelb, klar, kristallinischer Bodensatz. Geruch angenehm.
8. Fruchtschalenöl von *Michelia Campaca* L. (Magnoliaceae), braunrot, klar, kristallinischer Bodensatz. Geruch eigenartig.
9. Öl von *Carica papaya* L., rotbraun, im durchfallenden Licht klar, vereinzelte kristallinische Ausscheidungen am Boden.
10. Samenöl von *Paullinia trigona* Vell. (Sapindaceae), hellgelb, minimaler Bodensatz, Geruch normal.
11. Nusskernöl von *Cocos acrocomioides* (Palmae), hellgelb, klar, Geruch normal.
12. Samenöl von *Caesalpinia Bonducella* Roxb. (Caesalpiniaceae), bräunlichgelb, klar. Geruch ranzig.
13. Samenöl von *Joannesia princeps* Vellos. (Euphorbiaceae), hellgelb, klar, Geruch angenehm.
14. Samenöl von *Lecythis vernigera* Mart. (Myrtaceae), hellgelb, klar, Geruch normal.
15. Samenöl von *Jatropha Curcas* L. (Euphorbiaceae), goldgelb, mit stark kristallinischer Abscheidung. Geruch eigenartig.
16. Samenöl von *Paineira do campa* (Bombaceae), dunkelgelb, klar. Geruch etwas scharf.
17. Samenöl von *Bertholletia excelsa* H. B. (Myrtaceae), hellgelb, klar, Geruch eigenartig.
18. Knollenöl von *Cyperus esculentus* L., bräunlichgelb, Geruch eigenartig gewürzhaft.
19. Samenöl von *Bignonia flava* Vellos. (*Stenolobium stans*) (Bignoniaceae) rotbraun, klar, Geruch eigenartig.

Von allen genannten Ölen werden Jodzahl, Säurezahl, Verseifungszahl und Esterzahl mitgeteilt.

Digitized by Google

131. **Palla, E.** Über *Anemone trifolia* und *Anemone nemorosa.* (Öste botan. Zeitschr. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 1.)

Anemone trifolia und *A. nemorosa* weisen bekanntlich ausser der E schaffenheit der Blätter noch Unterschiede in der Farbe der Antheren u des Rhizoms auf. Verf. hat gefunden, dass ausserdem *A. trifolia* regelmäss eine rudimentäre Knospe neben der Blüte besitzt. Dieselbe entspringt Achselspross in der Mitte der Basis jenes von den drei Blättern des Quir bei dem der fast scheidenartige Grund am meisten verbreitert erscheint.

A. trifolia. Rhizom weisslich. Blättchen gleichmässig gesägt und nic abgeschnitten. Antheren weiss. Rudimentäre Knospe vorhanden.

A. nemorosa. Rhizom gelbbraun bis dunkelbraun. Blättchen unglei gezähnt oder gesägt und verschiedenartig tief eingeschnitten. Antheren ge Rudimentäre Knospe fehlt.

132. **Paris, G.** Kleinere Mitteilungen über die chemische Z sammensetzung der *Fragaria vesca* L. (Chemikerzeitung, 1902, No. 23.)

Es handelt sich um die Zusammensetzung der Früchte und speziell d aus diesem hergestellten Mostes.

133. **Payran, V.** Untersuchungen über die Strophanthusart (Botanisches Centralblatt. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 1.)

Der erste Teil der Arbeit betrifft die historische Seite, der zweite A schnitt ist der Morphologie gewidmet, der dritte bringt Vergleichungen un den verschiedenen Arten. Weiterhin werden Verfälschungen besprochen. D anatomische Struktur von *Strophanthus* deckt sich gut mit der von and Apocynaceen. Von Interesse ist die vorgeschlagene Einteilung, welche v den kahlen bezw. behaarten Samen ausgeht. *Strophanthus Sourabaya* näh sich dem *Str. divaricatus* und vielleicht in noch höherem Grade dem *caudatus.*

134. **Peckolt, Th.** Heil- und Nutzpflanzen Brasiliens. (Beric der D. Pharmac. Gesellschaft, XII, 1902, p. 103, 130, 194, 228, 398.)

Allophyllus sericeus Radlk., falsche Orange. *A. guaraniticus* Radlk. *A. edulis* Radlk. mit essbaren Früchten. Rinde der letzten Art ein Adstringe Samen ein Anthelminticum. — *Toulicia guianensis* Aubl. liefert Nutzholz. *Sapindus Saponaria* L. Die Früchte dienen bekanntlich als Ersatz der Se Rinde und Wurzelrinde als Tonicum und Adstringens. Verf. fand darin aus Saponin, Harzen etc. auch einen Bitterstoff. — *Meliococca bijuga* L. Früc des schlanken Baumes von Hühnereigrösse, essbar. Ebenso *M. lepidopet* Radlk. — *Talisia esculenta* Radlk. Immergrüner Baum mit runder, gelbgr licher, essbarer Frucht. Samen giftig, bei Blutdiarrhoe zu Klystieren v wandt. Wurzelrinde giftig. — *Talisia intermedia* Radlk. Hoher Urwaldba mit essbarer Frucht. — *T. cerasina* Radlk. Bäumchen mit kirschgrossen, baren Früchten. Blattdekokt bei Diarrhoe und zum Färben. — *Euphora L gana* Lam. — *Cupania vernalis* Camb. Baum, dessen Rinde bei Asthma Keuchhusten als Dekokt Verwendung findet, ebenso wie die Blätter. — *tenuivalvis* Radlk. — *C. emarginata* Camb. Blattdekokt bei Diarrhoe. — *St mannia depressa* Fr. Allem. Strauch mit kirschgrossen, gegen Flechten an wendeten Früchten. — *Dilodendron bipinnatum* Radlk. Baum mit ölreic Samen. Öl zum Brennen benutzt. *Matayba arborescens* Radlk. — *M. sylva* Radlk. — *M. guianensis* Radlk. liefern Bauholz. — *M. purgans* Radlk. mit barem Arillus und ölreichem, als Abführmittel gebrauchten Samen. — *M. h rophylla* Radlk. mit essbaren Früchten. — *M. juglandifolia* Radlk. liefert E

Digitized by Google

holz. — *Tripterodendron filicifolium* Radlk., bis 7 m hoher Baum mit giftigem Samen und Rinde. — *Pseudima frutescens* Radlk. Frucht als Seife benutzt. — *Dodonaea viscosa* Jacq. Bäumchen mit harzreichen, als Umschlag dienenden Blättern. — *Mangonia pubescens* St. Hil. Baum mit ekelerregendem bitteren Fruchtkern. Rindendekokt als Wundmittel. *M. glabrata* St. Hil. Samen als Seifenersatz. Rindendekokt ein Wundmittel.

Boragineae.

Cordia insignis Cham. Grosser Baum mit essbaren Früchten. — *C. alliodora* Cham. Rinde, Wurzelrinde und Blätter nach Knoblauch riechend. — *C. hypoglauca* A. DC. — *C. intermedia* Fresc. — *C. silvestris* Fresc. — *C. Sellowiana* Cham. — *C. obscura* Cham. — *C. cujabensis* Manso et Schotzky liefern Bauhölzer. — *C. glabrata* A. DC. Baum mit essbarer Frucht. Blütenaufguss bei Augenentzündungen. Blattinfus als Roborans. — *C. curassavica* DC. Blätter zu Bädern bei Rheumatismus. — *C. grandifolia* DC. 12 m hoher Baum mit essbarer Frucht. — *C. scabrida* Mart. Borstiger Strauch mit essbarer Frucht. — *C. magnoliaefolia* Cham. Bäumchen. Blattinfus bei Keuchhusten. — *C. platyphylla* Steud. Bäumchen mit adstringierender Rinde. — *C. umbraculifera* DC. Baum mit adstringierender Rinde. — *C. nodosa* Lam. Bäumchen mit essbarer Frucht. Rinde ein Adstringens. — *C. curassavica* Fresc. Blattdekokt bei Rheumatismus, Blätter gestossen als Umschlag. — *C. excelsa* A. DC. Bis 30 m hoher Baum mit essbarer Frucht. Blattdekokt bei Rheumatismus, Geschwülsten und Ekzem. Verf. fand in den Blättern ein kristallinisches Produkt, „Cordianin", welches sich bei der Analyse durch Thoms als Allantoin erwies, — *C. atrofusca* Taub. Bäumchen mit essbaren Früchten. Die Samen enthalten Öl, Allantoin, Bitterstoff etc. — *Auxemma oncocalyx* Taub., mittelgrosser Baum mit essbaren Früchten. — *Patagonula americana* L. mittelgrosser Baum. Blattdekokt als Antisyphiliticum, zu Waschungen alter Wunden, Ekzeme etc. Blattknospen gestossen als Umschlag bei Bubonen. Die Varietät *hirsuta* Fresc. wird ebenso benutzt, auch die Art *P. Bahiensis* Moric. dient denselben Zwecken. — *Rhabdia lycioides* Mart. Blätter bei Dyspepsie und Diarrhoe. — *Tournefortia hirsutissima* L. Blattdekokt gegen Kropf. — *T. laevigata* Lam. Als Tonicum und Diureticum benutzter Strauch. Saft als Abführmittel. Blätter geröstet als Theeersatz. — *T. Martii* Fresc. Eleganter Strauch mit fuchsroter Rinde. Blätter ein Tonicum, Diureticum und Adjuvans bei Wassersucht. — *Echium plantagineum* L. Blätter offizinell als schleimig-kühlendes Getränk, als Waschung bei Ekzem, Wunden etc., besonders bei Eczema tropicalis. Wurzel als Ersatz von Radix Consolidae. — *Heliophytum elongatum* DC. Blattdekokt bei Gonorrhoe und zur Waschung unreiner Wunden. Der Presssaft der ganzen Pflanze als Umschlag bei Verbrennungen.

Hippocrateaceae.

Salacia serrata Camb. Schlingstrauch mit eiförmiger, essbarer Frucht. — *S. laxiflora* Peyr., *S. micrantha* Peyr., *S. attenuata* Peyr., *S. fluminensis* Peyr., *S. silvestris* Walp., *S. campestris* Walp., *S. dulcis* Bth., *S. paniculata* Peyr., *S. arborea* Peyr., *S. grandiflora* Peyr., *S. glomerata* Peyr. und *S. crassifolia* Peyr. ebenfalls mit essbaren Früchten. Die Früchte von *S. fluminensis* und *S. arborea* wurden vom Verf. eingehend chemisch untersucht. Er fand unter anderen Bestandteilen einen Bitterstoff darin.

Lecythidaceae.

Gustavia angusta L. *β brasiliensis* Bg. Die frischen Blätter dienen zerrieben als Umschlag bis Leberleiden. Frucht eine beerenartige, apfelgrosse,

Digitized by Google

essbare Kapsel. Wurzelrinde dient als Tonicum, ferner bei Diarrhoe und Kolik. — Var. *conferta* Bg., Rinde abführend und gegen Sumpffieber. — *G. longifolia* Popp. — *G. brasiliensis* DC. Blätter in Wasser eingeweicht als Umschlag bei Leberleiden und zum Waschen von Wunden. Rindendekokt zu Bädern bei Rheumatismus. Wurzelrindendekokt bei Magen- und Darmkatarrh. — *Caraipa Surinamensis* Mart. Baum mit essbaren Samen. — *Bertholletia excelsa* H. et Bonpl. Einer der höchsten Urwaldbäume. Rinde bei Intestinalkatarrh, Gelbsucht und Leberaffektion infolge von Wechselfieber. Frucht eine Deckelbüchse. Das in dieser gekochte Wasser dient gegen Blasenkatarrh, Harngries, Albuminurie und Diabetes. Die Samen sind die bekannten Paranüsse. Sie sind sehr ölhaltig. Das Öl wurde von Thoms und Niederstadt untersucht. Es zeigte: Säurezahl: 81,5 resp. 81,9; Verseifungszahl: 170,0 resp. 170,8; Esterzahl 188.5 resp. 188,9. *Lecythis Pisonis* Camb. ebenfalls ein grosser Baum mit Deckelbüchsen, deren Samenkerne genossen werden. — *L. lanceolata* Poir. wie vorige Art. *L. urnigera* Mart. Bis 80 m hoher Baum mit Deckelbüchsen. Im Stamme sammelt sich eine dem Birkensaft ähnliche Flüssigkeit, welche als berauschendes Getränk dient. Die Blätter sind innerlich bei Diarrhoe im Gebrauch, die Rinde ist offizinell gegen Abdominalobstruktionen und Leberleiden, die frische Wurzelrinde ist ein Volksmittel bei chronischer Diarrhoe. — *Lecythis amazonum* Mart., *L. Pohlii* Bg., *L. angustifolia* Endl., *L. coriacea* DC., *L. odora* Popp, *L. grandifolia* Bg., *L. ovata* Camb. und *L. Luschnathii* sind sämtlich Bäume mit Deckelbüchsen und essbaren Samen. — *Lecythopsis rufescens* Camb., ein 20 m hoher Baum, trägt ebenfalls eine Deckelbüchse mit 6—12 wohlschmeckenden Samen, ebenso wie *L. glabra* Camb. — *Couratari guianensis* Aubl. und *C. lignea*, ebenso wie *C. Tauari* Bg. liefern nur Nutzholz, letztere Art auch Cigarrettenpapier, *C. macrocarpa* Mart. ebenso. — *C. Estrellensis* Radd. (Nach Engler und Prantl *Cariniana excelsa* Cas.) ist ein Waldriese mit holziger Büchse. Blätter innerlich wie äusserlich als Adstringens, ebenso die (offizinelle) Rinde. — *C. legalis* Mart. (Nach Engler und Prantl *Cariniana brasiliensis* Cas. ist ebenfalls ein bis 50 m hoher Urwaldriese, dessen Blätter und Rinde auf die gleiche Weise benutzt werden, wie die der vorigen Art. Auch *C. domestica* Mart. *(Cariniana domestica* Mart.), ein ebenfalls riesiger Urwaldbaum, findet dieselbe Verwendung.

185. **Perrot, E.** und **Morgin.** Über Herba Sabine und andere *Juniperus*-Arten des Handels. (Bulletin des Sciences Pharmaceutiques. Durch Pharmaceutische Zeitung, 1902, XLVII, No. 27.)

Herba Sabinae des Handels besteht aus einem Gemenge der Zweigspitzen von *Juniperus Sabina*, *J. phoenicea* und *J. thurifera* var. *gallica*. Der Zusatz von *J. phoenicea*, dem Hauptbestandteil der Handelsdroge, ist als eine grobe Verfälschung anzusehen, da er ganz unwirksam ist. Die Beimengung von *thurifera* var. *gallica* ist dagegen nur eine einfache Substitution von *J. Sabina*, da sie dieselben wirksamen Bestandteile wie letztere enthält.

186. **Peters, W.** Über das fette Öl des Semen Coccognidii. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 56.)

Die Samen enthalten ca. 86—87 % fettes Öl. Dasselbe ist von grünlichgelber Farbe, spez. Gew. 0,9237 bei 15° und trocknet an der Luft aus. Verseifungszahl 196—197, Jodzahl bei 18stündiger Einwirkung der Jodlösung 125,9—126,8, Acetylzahl 17,6.

187. **Peters, W.** Untersuchung von Spargelsamen. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 53.)

Digitized by Google

Der Umstand, dass die Samen als Kaffeesurrogat Verwendung finden sollen, bildete die Veranlassung zu den Untersuchungen des Verfs. Die Samen sind schwarz, 2—8 mm breit, auf der einen Seite rundlich, auf der anderen kantig, mit netzrunzeliger Samenschale. Mitten in dem reichlichen, hornigen, aus dickwandigen Zellen bestehenden Endosperm ist der etwas gebogene, cylindrische Embryo eingebettet. In den Zellen des Endosperms finden sich reichliche Mengen fetten Öles. Der mittlere Gehalt an demselben beträgt 15,8%.

Das Öl ist gelb, an der Luft trocknend, spez. Gew. bei 15° 0,928, Refraktometerzahl bei 25° 75 (1,75), Verseifungszahl 194,1, Jodzahl bei 15 stündiger Einwirkung der Jodlösung 137,1, Acetylsäurezahl 179,2, Acetylverseifungszahl 204,4, Acetylzahl also = 25,2. Es wurden des weiteren noch die Fettsäuren untersucht und einige übrige Bestandteile des Samens.

188. **Peters, W.** und **Frerichs, G.** Über das fette Öl der Citronenkerne und das Limonin. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 659.)

139. **Preuss.** Die Kultur der von der botanischen Centralstelle in Berlin stammenden Nutzpflanzen in dem botanischen Garten in Viktoria-Kamerun. (Notizblatt Botan. Gart. u. Museums, Berlin, 1902, No. 29.)

1. Genussmittel- und Nahrungsmittelpflanzen. Es wird berichtet über *Theobroma Cacao* aus Samen aus Mexiko und Guatemala, *Cola vera* aus Samen aus Jamaica, *Coffea arabica*, Spielarten aus Mexiko, Costarica und Ecuador, *C. laurina*, *C. canephora*, Bourbonkaffee, *Thea chinensis* var. *assamica*, *Saccharum officinarum* aus Kingston, *Erythroxylon novogranatense*, *E. Coca*. Aus den Blättern wurde in Viktoria an Ort und Stelle probeweise reines Cocain dargestellt. *Paullinia cupana*.

2. Gewürzpflanzen. *Vanilla planifolia* aus mexikanischen Stecklingen. *Cinnamomum ceylanicum*, die Rinde soll in ungeschabtem Zustande nach Europa verschifft werden, behufs Darstellung von Öl. *Myristica fragrans*, *Elettaria Cardamomum*, *Pimenta officinalis*, *Piper nigrum*, *P. angustifolium*, *P. betle* und *P. officinarum*, *Zingiber Clarkei*.

3. Essbare Fruchtarten. *Spondias-*, *Garcinia-*, *Anona-*, *Carica-*, *Averrhoa-* etc. Arten.

Von besonderem Interesse sind hier

4. die Medizinalpflanzen. Unter ihnen scheint die grösste Zukunft in Kamerun zu haben *Myroxylon Pereirae*, der Perubalsambaum. Schon seit 12 Jahren befinden sich vier Bäume davon im botanischen Garten. Neuerdings aber sind aus Salvador Samen eingeführt worden, aus denen mehrere Hunderte von Bäumen angezüchtet worden sind. Ein kleiner Teil davon ist an die verschiedenen Pflanzungen verteilt worden; die übrigen sind im botanischen Garten teils an Hängen, teils im Flachlande in kleinen Beständen angepflanzt worden in Entfernungen von 6—8 m. An zwei Stellen sind Bäume von *Berrya amomilla* in Entfernungen von 2—3 m zwischen die Balsamsträucher gepflanzt, um sie zu geradem Wuchse und zur Bildung schöner Stämme zu zwingen. In grösserem Maassstabe ist die Kultur des Balsambaumes nur auf der Moliwepflanzung in Angriff genommen worden.

Toluifera balsamum, Tolubalsam, ist nur in wenigen jungen Exemplaren vorhanden.

Croton tiglium. Die Art war reichlich vermehrt worden, worauf Ende 1901 eine Quantität von ca. 1 Centner nach Hamburg gesandt und zu 45 Mk. p. 100 kg verkauft wurde. Die Nachfrage nach Crotonsaat ist indessen in den

Digitized by Google

letzten Jahren so stark gesunken, dass von weiterer Anpflanzung des Strauches in grösseren Mengen abgesehen werden soll.

Cinchona calisaya. Eine Anzahl von Pflänzlingen langte in gutem Zustande in Viktoria an und wurde zur Anpflanzung nach Buea ins Gebirge gesandt.

Cinnamomum camphora. Die vorhandenen 24 Bäume entwickeln sich gut und sind bis jetzt im Durchschnitt 4 m hoch. Um ihnen eine gute Form zu geben, muss man sie häufig beschneiden, wogegen sie glücklicherweise nicht empfindlich sind.

Brucea antidysenterica wurde in einem aus Jamaica stammenden Exemplare dem botanischen Garten übersandt, in welchem sich aber seit Jahren mehrere alte Sträucher dieser Art, welche im Kamerungebirge wild wächst, in Kultur befinden. Dieser Art soll ebenso wie andern Simarubaceen erhöhte Aufmerksamkeit geschenkt werden wegen der ihrer Rinde innewohnenden Heilkraft gegen Dysenterie. Einige wild wachsende Pflanzen sind in den Gouvernementsgarten in Buea übergeführt worden.

Quassia amara, Bitterholz, ist durch ein älteres, bereits blühendes und zwei junge Exemplare im Garten vertreten.

Marsdenia condurango hat sich in mehreren Stellen im Garten sowohl epiphytisch auf *Ficus religiosa* und *Spondias dulcis*, als auch im Erdboden wurzelnd angesiedelt und fruktifiziert reichlich. Die Stämme bleiben jedoch sehr dünn, und es ist nicht abzusehen, wieviel davon nötig sein wird, um ein Kilo Rinde zu produzieren.

Smilax medica, die echte Zarzaparilla, aus Jalapa in Mexiko stammend, ist in einigen sehr langsam wachsenden, jungen Exemplaren vorhanden. Den Blättern nach zu urteilen ist diese Art nicht identisch mit der vor einigen Jahren unter demselben Namen von Berlin nach Viktoria gesandten Art, obgleich letztere, die sehr üppig gedeiht, auch an der Erdoberfläche die zahlreichen büscheligen, der Zarzaparilla eigentümlichen Wurzeln bildet, welche in den Handel kommen.

Strophanthus-Arten. Zu dem früher von der botanischen Centralstelle eingeschickten *Str. caudatus* sind neuerdings hinzugetreten: *Str. hispidus* in mehreren Exemplaren, *Str. „regalis“* und *Str. Stanleyanus*. *S. caudatus* blüht reichlich, setzt aber keine Frucht an. Von den älteren, im botanischen Garten vorhandenen Arten haben *S. hispidus*, *S. gratus*, *S. Kombe* und eine in Kamerun wild wachsende Art zum Teil sehr schön geblüht, aber nur *S. gratus* hat einige wenige Früchte entwickelt.

Strychnos nux-vomica hat Stämme von 5—6 m Länge, hat jedoch noch nie geblüht.

Uragoga Ipecacuanha ist vollständig verschwunden.

Curcuma longa ist stark vermehrt worden, desgleichen *Kaempferia galanga*

Pilocarpus racemosus ist in mehreren, *Anamirta Cocculus* in einem junger Exemplare vorhanden.

Dipteryx odorata, die Tonkabohne, ist vertreten durch zwei junge aber kräftige Pflanzen, denen besondere Aufmerksamkeit geschenkt wird, da die Art ausser dem Nutzen, den sie durch ihre Samen bringt, sich vielleicht auch als Schattenbaum für Kakao eignet.

5. Ölpflanzen. *Aleurites moluccana*. Aus dem angenehm nussartig schmeckenden Samen bereitet der Chemiker des Gartens ein Öl, über dessen Eigenschaften und Wert genaue Ermittelungen angestellt werden sollen. *Illipe latifolia* trägt keine Frucht. *Bassia longifolia*, Baum mit dünner Krone.

Digitized by Google

6. Farbpflanzen. *Coulteria tinctoria* ist eingegangen. *Garcinia cochinchinensis* bildet zwei kleine Bäumchen. *G. xanthochymus* trägt Früchte. *G. morella*, *G. Loureiri* und andere *G.*-Arten sind nur in jungen Exemplaren vorhanden. *Mallotus philippinensis*, kräftiger Strauch. *Caesalpinia coriaria*, kleine Bäume. *C. scripara*, hat geblüht. *C. sappan* gedeiht vorzüglich. *Haematoxylon campechianum* bildet niedrige Stämme und hat geblüht.

7. Kautschukpflanzen. *Castilloa-*, *Sapium-*, *Mascarenhasia-*, *Hevea-*, *Ficus-*, *Forsteronia-*, *Cryptostegia-* etc. Arten. Ausbeuten an Kautschuk sind bis jetzt noch nicht erzielt worden.

8. Guttaperchapflanzen. *Payena Lerii*, *Mimusops balata*, *Tabernaemontana Donnell-Smithii*, *Galactodendron utile*.

9. Faserpflanzen. *Corchorus capsularis* var. *attariya*, *Boehmeria nivea*, Baumwolle, *Bombax malabaricum*, *Ochroma lagopus*, *Phormium tenax*, *Musa textilis*, *Pandanus utilis*, *Agave*-Sorten, *Bromelia* sp.

10. Schattenbäume. *Erythrina-*, *Albizzia-*, *Artocarpus-*, *Gliricidia-*, *Canarium-*, *Crescentia*-etc. Arten.

11. Nutzhölzer. *Tectona-*, *Cedrela-*, *Swietenia-*, *Calophyllum-*, *Mesua-*, *Dalbergia-*, *Michelia-*, *Cordia-*, *Haematoxylon-* und andere Arten.

12. Bambusarten.

13. Palmen.

14. Zierpflanzen.

140. **Reimers.** Über die Kultur der Cinchonen. (Thèse Paris. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 2.)

Die Kultur der Cinchonen ist im Aufblühen begriffen. Das Hauptproduktionsland ist Java, daneben kommen Bolivia, Columbien und San Thomé in Betracht. Ceylons Ergebnisse lassen von Jahr zu Jahr nach. Von französischen Kolonien macht Madagaskar besondere Anstrengungen in der Kultur des Fieberrindenbaumes, doch zweifelt der Verf. an günstigen Ergebnissen. Jedenfalls dürften Java gegenüber andere Gebiete kaum in Betracht kommen, sondern nur für den Lokalbedarf arbeiten. Für die Pharmacie scheint *Cinchona succirubra* die beste Art zu sein. *C. officinalis* liefert weit weniger Ertrag. In Südamerika herrscht *C. Calisaya* mit vielen Hybriden vor; daneben sei *C. Ledgeriana* erwähnt.

Der Verf. untersuchte dann *C. succirubra* und *C. Calisaya* genauer und kommt zu dem Schlusse, dass die Kultur weder bekannte Charaktereigenschaften verschwinden noch neue entstehen lasse, doch traten die Merkmale in der Kultur nicht in derselben Schärfe hervor, wie sonst. Bast wie Fasern sind bei wild wachsenden Exemplaren stärker entwickelt, als bei gezüchteten, wohl in einer Art Übereinstimmung mit dem Gehalte an Alkaloiden. So genau sich Rindenstücke von wild wachsenden Exemplaren jener beiden Arten auseinanderhalten lassen, so schwierig wird die Sache bei längere Zeit in Kultur gewesenen Stämmen.

141. **Retzlaff, Friedrich.** Über Herba Gratiolae. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 561.)

Die Untersuchungen des Verfs. erstreckten sich zunächst auf das in Wasser schwer lösliche Glykosid Gratiolin, welches bei der Spaltung Gratioligenin gibt. Dieses zerfällt bei weiterer Einwirkung verdünnt-alkoholischer Salzsäure in Zucker und Gratiogenin, es ist also ein Diglykosid. Ausserdem fand Verf. in der Wurzel noch einen Stoff, das Gratiolon, welches der Terpenreihe nahesteht.

Digitized by Google

142. **Rijn, van.** Etwas über Secale cornutum. (Pharmaceutisch Weekblad, 1902, No. 5. Durch Apothekerzeitung.)

Verfasser tritt der von Stoeder aufgestellten Behauptung näher, dass das wirksame Prinzip in Secale cornutum das Ergotinin sei.

143. **Rolffs, J.** Über das Trocknen und Vorbereiten der Pflanzen für Herbarien. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 42.)

144. **Rosenthaler, L.** Phytochemische Untersuchung der Fischfangpflanze *Verbascum sinuatum* L. und einiger anderer Scrophulariaceae. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 57.)

Mit dem Namen „Fischfangpflanzen" bezeichnet Verfasser solche Pflanzen, die beim Fischfan g verwendet werden, sei es, dass sie ungiftig sind („ungiftige F.") und als Köder dienen, oder dass sie giftig sind („giftige F.") und die Fische betäuben oder töten. Zu den giftigen gehört auch *Verbascum sinuatum* L., aus deren Früchten Verfasser ein spezifisches Saponin isolierte. Ein Alkaloid konnte Verfasser darin nicht nachweisen, ebenso wenig wie in anderen *Verbascum*-Arten. Die Früchte von *Paulownia imperialis* S. et Zucc., *Gratiola officinalis* L. und *Antirrhinum majus* L., sowie die Blüten von *Verbascum thapsiforme* enthielten auch kein Saponin. Dagegen kommt in den Früchten von *Verbascum phlomoides* ein Körper vor, dessen Verhalten in einigen Beziehungen mit dem des Saponinkörpers übereinstimmt.

145. **Schaer, Ed.** Neuere Studien über das Guajakholz. (Zeitschrift des Allgemeinen österr. Apotheker-Vereins. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 15.)

Die bezüglichen Arbeiten wurden unter Anleitung des Verfassers von Paetzold ausgeführt, welcher das durch Schweelung aus dem Holze von *Guajacum officinale* erhaltene sogenannte naturelle Harz der offizinellen Droge mit dem aus dem Holze extrahierbaren Harze, sowie namentlich mit den Bestandteilen einiger verwandter Zygophylleen verglich. Es wurde hierbei festgestellt, dass auch in mehreren anderen Zygophylleenhölzern der als Guajakonsäure bezeichnete Harzbestandteil vorhanden ist, so dass die zahlreichen Guajakharzreaktionen keineswegs ausschliesslich an das offizinelle Guajakharz resp. -Holz gebunden sind.

Auch für die Anstellung der Guajakharzreaktionen macht Verf. neue Vorschläge, indem er statt der weingeistigen Lösungen des Harzes Chloroformlösungen benutzt und so, wenn der Zutritt direkter Lichtstrahlen vermieden wird, eine grössere Empfindlichkeit der Reaktionen und eine bessere Haltbarkeit des gebildeten Guajakblaues erzielte, ein Verfahren, das Schaer in jeder Weise empfiehlt. Ferner wurde die bisher unbekannte Tatsache festgestellt, dass Rinde, Holz und auch das offizinelle Harz von *Guajacum officinale* ein Saponin enthalten. Dieses Guajasaponin ist am reichlichsten in der Rinde und sodann im Splintholze vorhanden, während das dunkelgefärbte Kernholz und das aus diesem stammende Harz weit geringere Mengen enthalten.

Verf. glaubt nun die arzneiliche Wirkung des Guajakholzes und -Harzes nicht der Guajakonsäure, sondern diesem Saponin zuschreiben zu dürfen, woraus dann hervorgehen würde, dass in den Pharmakopöen mit Unrecht nur das Kernholz geführt wird, da ja, wie schon erwähnt, das Splintholz viel grössere Mengen Saponin enthält.

146. **Schaer.** Kino aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpflanzer, 1902 S. 805. Durch Apothekerzeitung.)

Einige von Busse auf seiner Steppen-Expedition gesammelte Kino-

Digitized by Google

sorten sind vom Verfasser einer chemischen Untersuchung unterzogen und zwar mit folgenden Ergebnissen:

1. Kinoartiges Sekret von *Pterocarpus Bussei*. Dieses Sekret zeigt eine weitgehende Analogie mit dem Kino von *Pterocarpus Marsupium*. Es ist in Wasser bei etwas höherer Temperatur bis auf zurückbleibende Pflanzenreste zu einer trüben Flüssigkeit löslich, in starkem Weingeist ist es bis auf die Pflanzenreste vollkommen löslich. In 60 bis 70%iger Chloralhydratlösung löst es sich reichlich zu einer zunächst dünnflüssigen, nicht schleimigen Flüssigkeit, die erst nach einiger Zeit eine gallertartige, steife Konsistenz annimmt. Gegen metallisches Eisen und Metallsalze sowie zu verschiedenen Mineralsäuren verhält es sich wie Malabar-Kino. Chromsaure Salze bewirken noch in verdünnten Lösungen unter Nachdunkelung einen reichlichen kaffeebraunen Niederschlag und ein bald eintretendes Gelatinieren der Flüssigkeit. Von dem offizinellen Malabar-Kino scheint sich das neue Sekret u. a. dadurch zu unterscheiden, dass dasselbe an Äther kein Brenzkatechin und bei der Behandlung mit Salzsäure und Äther (nach Etti) kein kristallinisches Kinoin, sondern kleine Mengen Brenzkatechin abgibt. Aschengehalt über 25 %.

2. Derris-Kino von *Derris Stuhlmannii*. Dieses Produkt verhält sich gegen Wasser wie 1, ist aber in starkem Alkohol nur schwach trübe löslich, es bleibt ein gummiartiger Rückstand in fassbarer Menge. Gegen Chloralhydratlösung, Eisen und Metallsalze verhält es sich wie 1, die Chromatlösung färbt zwar dunkel, bewirkt jedoch keinen stärkeren Niederschlag. An Äther gibt es anscheinend kleine Mengen von Brenzkatechin ab, während bei der Ettischen Reaktion etwas Brenzkatechin und vermutlich etwas Kino-Gerbsäure in Lösung gehen, aber kein Kinoin. Asche über 25 %.

3. Kino von *Berlinia Eminii*. Die Droge stellt ein Gemisch von granatroten, dem offizinellen Kino ähnlichen Stücken und von bedeutend helleren, gelben bis braungelben Massen dar, welch letztere schon äusserlich den Charakter von Pflanzengummi tragen. Die nachstehenden Angaben beziehen sich auf die relativ dunkelrot gefärbten Stücke von matter Oberfläche. Sie sind in lauem Wasser unter ziemlich starker Quellung zu einer trüben, deutlich schleimigen Flüssigkeit löslich, auch in stärkerem Alkohol lösen sie sich unter Zurücklassung von Pflanzenresten und eines gummiartigen Rückstandes zu einer dicklichen, auch nach dem Filtrieren trüben Flüssigkeit. Die Lösung in Chloralhydratlösung erfolgt langsam und unter starker Quellung; nach kurzer Zeit entsteht eine steife Gallerte. Eisenoxydulsalze bewirken eine blauviolette, Eisenoxydsalze eine vorübergehende bläuliche Färbung. Mineralsäuren verursachen eine Abscheidung von Gerbsäure, die aber mit Kino-Gerbsäure nicht identisch zu sein pflegt. An Äther gibt das Sekret kein Brenzkatechin, sondern einen gelben harzartigen Farbstoff und kleine Mengen einer mit Eisenchlorid bläulichgrün reagierenden Substanz ab. Bei der Behandlung nach Etti ist eine Kinoinbildung nicht zu beobachten.

147. **Schaer, Ed.** Über einige Drogen aus Deutsch-Ostafrika. (Berichte der D. Pharmac. Gesellschaft, XII, 1902, S. 204.)

Neben den im vorigen Referat beschriebenen Kinosorten bearbeitete Verfasser die von Busse aus Deutsch-Ostafrika mitgebrachten Njuyu-Früchte und -Samen, von *Dialiopsis africana* Radl., Sapindaceae.

Busse sammelte die Droge am Rovuma, wo sie den Leuten im gekochten (vom Saponin befreiten) Zustande angesichts einer Hungersnot als Nahrung diente. Es sind braungrüne, eirunde, 2,5—3 cm lange, 2,1 cm breite, sammet-

Digitized by Google

artige, mit seidenglänzenden Haaren bedeckte, einsamige Beeren. Same 1,6 cm lang, bis 1,1 cm breit, aus zwei grossen, plankonvexen Keimlappen bestehend welche Würzelchen und Knöspchen einschliessen. Samenhaut braun, mi dunkelbraunen Flecken und Streifen. Endosperm wie Perisperm fehlen; al Speichergewebe dienen die stärkereichen Kotyledonen.

Es gelang dem Verfasser, aus der Droge ein Saponin darzustellen, desse physiologische Eigenschaften von Schmiedeberg festgestellt wurden.

Ein Alkaloid konnte Verfasser aus den Samen nicht isolieren. Auch di Untersuchung der Testa auf Gerbstoffe verlief negativ. Fettes Öl war nur i Spuren vorhanden. Zur Kenntnis des Nährstoffgehaltes der Samen wurde noch Stärke- und Stickstoffbestimmungen angestellt. Die trockenen Samen ent hielten 10,12 % Stärke. Die Eiweisssubstanz betrug im Durchschnitt 12,25 % Hiernach ist der Nährwert der Samen nicht als ein sehr grosser zu bezeichne besonders wenn man bedenkt, dass durch das notwendige Auskochen mi Wasser behufs Befreiung vom Saponin auch ein nicht unbeträchtlicher Te der Eiweisssubstanz und wohl auch Stärke mit verloren geht.

Endlich schmeckt auch der ausgekochte Samenbrei so schlecht, dass wol nur die äusserste Not zu einem solchen Nahrungsmittel treibt.

148. **Schilling, L. G.** Zur Pharmakologie der *Ruta graveolen* (Dissertat. Dorpat. Durch Chemikerzeitung, Repert. No. 21.)

Das Glykosid Rutin, welches Zwerger und Dronke durch Kochen de Krautes mit verdünnter Essigsäure erhalten haben, kann auch, wie Verfass gezeigt hat, durch Wasser allein ausgezogen werden. Die elementa Zusammensetzung beider Präparate ist übereinstimmend. Ausser den toxisc wirkenden Stoffen, dem ätherischen Öl und dem Methylnonylketon kann a der *Ruta graveolens* ein Harz isoliert werden, welches stärker wirkend ist, als d genannten Bestandteile. Die Gartenraute enthält gleichfalls einen Bitterstof welcher aber weniger toxische Eigenschaften hat, als das Harz und am beste mit Äther gewonnen wird. Cumarin, welches angeblich in *Ruta graveole* enthalten sein soll, wurde nicht gefunden.

Der von Zwerger und Dronke isolierte Stoff ist identisch mit de Körper des Ätherauszuges. Das Methylnonylketon wirkt stärker auf Taenie als auf Askariden, ist aber nicht als Anthelminticum zu betrachten, da es a das Centralnervensystem wirkt. Das Harz wirkt stärker auf Askariden u schwächer auf Taenien. Die Bitterstoffe wirken aber umgekehrt.

149. **Schimmel & Co.** Bildung des Vanillins in der Vanillefruch (Bericht von Schimmel & Co. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 19 No. 29.)

Bekanntlich enthält die Vanillefrucht bei der Ernte noch kein Vanilli es ist vielmehr eine besondere Behandlungsweise erforderlich, im Verlau deren die Vanillinbildung durch eine Art von Gärungsprozess vor sich ge Die in den Vanilleländern, z. B. auf Réunion übliche Zubereitungsweise rein empirisch und besteht darin, dass man die Frucht zunächst 20 Sekund lang in Wasser von 80—85 ° eintaucht, worauf sich das Aroma zu entwicke beginnt. A. Lecomte hat nun gefunden, dass das die Gärung verursachen Ferment zur Klasse derjenigen Körper gehört, die man nach G. Bertra als Oxydasen bezeichnet. Diese Oxydase findet sich in den verschiedenst Teilen, wie Blättern, Zweigen, reifen und unreifen Früchten der Vanillepflan *Vanilla planifolia*. Selbst in der präparierten Vanille kommt sie noch vor u zwar in den besseren Sorten von Mexiko, Réunion, Mayotta und den Seychell

Digitized by Google

reichlicher als in den minderwertigen von Guadeloupe und Tahiti. Bemerkenswert ist ferner, dass der nie fehlende Begleiter der Oxydasen, das Mangan, sich in der Vanille vorfindet.

Die Pflanze enthält aber noch ein zweites Ferment, das hydrolysierend wirkt und ebenfalls beim Gärungsprozess eine Rolle spielt. Die Vanillinbildung scheint so vor sich zu gehen, dass das hydrolysierende Ferment das vermutlich vorhandene Coniferin in Coniferylalkohol und Glukose spaltet. Durch die Wirkung der Oxydase würde dann der Coniferylalkohol zu Vanillin oxydiert werden.

150. **Schimmel & Co.** Über die Kultur des Ylang-Ylang-Baumes *(Cananga odorata)*. (Bericht. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902. No. 29.)

Der Ylang-Ylang-Baum, der südlich von Manila allgemein verbreitet ist, wird hauptsächlich in den dichter bevölkerten Provinzen gefunden, wo er am besten gedeiht. Die Anpflanzung geschieht durch Samengewächse oder Setzlinge in Abständen von 20 Fuss, unter welchen Umständen sie sehr schnell und fast in jedem Boden wachsen. Die ersten Blüten erscheinen im dritten und achten Jahre und ein Baum trägt oft bis zu 45 kg. Die Blüte entwickelt sich zu allen Jahreszeiten, vor allem aber vom Juli bis Dezember. Die Blütenblätter werden in primitiver Weise destilliert und die beste Qualität Öl ist wasserhell und aromatisch, während die Sekundaqualität von gelblicher Farbe ist und etwas brenzlich riecht. Etwa 85 kg Blüten geben ein Pfund englisch (= 465 g) Öl. Blühende Anpflanzungen findet man in vielen Teilen von Süd-Luzon und den Visayan-Inseln, aber die Umgebung von Manila ist auch sehr geeignet für die Kultur. Auch Java erzeugt Ylang-Ylang-Öl in kleinen Mengen, das jedoch nicht den Marktwert des Manila-Öles hat, welches von Seifenfabrikanten und Parfümeuren bevorzugt wird.

151. **Schimmel & Co.** Über einige ätherische Öle und Riechstoffe. (Bericht. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 29.)

Eucalyptusöle. Verschiedene Eucalyptusöle zeichnen sich durch ausgesprochenen Pfefferminzgeruch aus, so besonders dasjenige von *Eucalyptus piperita*, der dieser Eigenschaft des aus ihm dargestellten Destillates seine Benennung verdankt. Nach Angaben von H. G. Smith soll nun der Körper, welcher den Ölen den Pfefferminzgeruch verleiht, am reichlichsten in den Blättern von *Eucalyptus dives* vorhanden sein, aber auch in den anderer Arten, so namentlich auch in *Eucalyptus radiata* vorkommen. Die Öle, welche ihn enthalten, zeichnen sich dadurch aus, dass sie zugleich stark phellandrenhaltig sind. Smith stellte die Verbindung aus dem Öle von *Eucalyptus dives* rein dar und vermutet in ihr ein Keton der Formel $C_{10}H_{18}O$. Weitere Angaben darüber sind noch zu erwarten. Das Öl von *Eucalyptus pulverulenta* Sims. ist schwach citronengelb und riecht kräftig nach Cineol. Sein spezifisches Gewicht ist bei 15° 0,9218, das Drehungsvermögen $\alpha/D = 1{,}4°$. Das Öl löst sich in 2 Vol. 70prozentigen Alkohols und gibt nur äusserst geringe Phellandrenreaktion. Es konnte somit als Ersatz für Globulusöl nicht in Betracht gezogen werden.

Lavendelöl scheint neuerdings mit Benzoësäure verfälscht zu werden.

Süsses Pomeranzenöl zeigt in seinen physikalischen Konstanten nur sehr geringe Schwankungen.

Nelkenöl. Es handelt sich um die Isolierung des in dem Öle enthaltenen Methyl-n-amylketons.

Digitized by Google

Zimtöl. Die von Schimmel aus dem Öle isolierten Stoffe sind folgend Zimtaldehyd, Phellandren, Eugenol, Methyl-n-amylketon, Pinen, Cymol, Furfur Benzaldehyd, Nonylalkohol, Cuminaldehyd, Linalool, Caryophyllen. Mit zien licher Sicherheit dürften ferner darin sein: Hydrozimtaldehyd und Linalylis butyrat.

152. **Schindelmeiser. J.** Einige Bestandteile des Galgantöl (Chemikerzeitung, 1902, No. 29.)

153. **Schindelmeiser, J.** Untersuchung des ätherischen Öls v *Abies sibirica*. (Apothekerzeitung, 1902, No. 101.)

Das ätherische Öl war aus den jungen Zweigen und Nadeln gewonn worden. Es siedete bei 160—270° unter Zersetzung, hatte das spezifisc Gewicht 0,929 bei 20° und das Drehungsvermögen $\alpha D = -48{,}85°$. Als B standteile wurden gefunden l-Kamphen, l-Pinen und Borneol.

154. **Schindler, P.** Banda- und Bombay-Macis. (Ztschr. für öffen Chemie. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 88.)

In den Vereinbarungen zur einheitlichen Untersuchung von Nahrung und Genussmitteln für das Deutsche Reich sind in Heft 2 eine Anzahl Rea tionen angegeben, um Banda- von Bombay-Macis zu unterscheiden, beziehung weise einen Zusatz von letzterer zu ersterer feststellen zu können.

Diese Reaktionen treffen zu, wenn man ganze Macisblüten mit Alkoh extrahiert und Kaliumchromatlösung, Ammoniak oder Bleiessig hinzufüg Pulverisiert man aber Banda-Macis, extrahiert dann mit Alkohol und verset das Extrakt mit den betreffenden Reagentien, so treten in gewissen Fäll ähnliche Farbenerscheinungen auf, wie bei einem Gemisch von Banda- n wenig Bambay-Macis so dass man ein sicheres Urteil, ob letztere zugegen w nicht fällen kann. Eine sichere Reaktion, um einen Zusatz von Band zu Bombay-Macis zu erkennen, lässt sich jedoch auf folgende Beobachtu gründen:

Schüttelt man in einem Reagiercylinder zerriebene Banda-Macis n etwa der zehnfachen Menge gewöhnlichen Alkohols, lässt einige Minuten a sitzen, dekantiert und filtriert ab und wiederholt das Ausziehen mit Alkoh fünfmal, so zeigt wohl der erste Auszug starke Farbenreaktion mit den b treffenden Reagentien. Die farbigen Niederschläge werden aber bei den nächst Auszügen immer schwächer und bleiben beim vierten oder fünften Auszu ganz aus. Stellt man gleichzeitig dieselben Manipulationen mit zerrieben Bombay-Macis an, so werden die Auszüge 1 bis 5 die gleiche Reaktion zeige beim Bleiessigniederschlag kann man sogar beobachten, dass die späteren Au züge feuriger rot gefärbt sind, als die ersten, was wahrscheinlich daher rüh dass in den ersten Auszügen noch ein Körper vorhanden ist, welcher mit Bl essig einen hellfarbenen oder weissen Niederschlag liefert. Die beschrieben Reaktionen treten bei einer Mischung von 90 Teilen zerriebener Banda-Ma mit 10 Teilen zerriebener Bombay-Macis noch so intensiv auf, dass anzunehm ist, dass ein Zusatz von weniger als 10 % Bombay-Macis noch zu erkenn sein wird.

155. **Schlagdenhauffen** und **Reeb.** Über ein neues Glykosid aus d Samen von *Erysimum* (Cruciferae). (Comptes rendus. Durch Apothekerzt XVII, 1902, No. 15.)

Es gelang den Verff., aus den Samen von *Erysimum aureum* ein d von *Cheiranthus Cheiri* analoges, bitteres Glykosid zu isolieren, welches in Bez auf seine physiologischen Eigenschaften zur Gruppe des Digitalins gehört. Neb

Digitized by Google

diesem Glykosid enthalten die Samen noch ein Alkaloid. Das Glukosid ist eine amorphe, blassgelbe, etwas hygroskopische Masse, die sich in allen Verhältnissen in Wasser und Alkohol löst, in Äther, Chloroform, Benzol und Schwefelkohlenstoff dagegen unlöslich ist. Das Erysimin schmilzt bei 190° und besitzt die Zusammensetzung $C_4H_7O_2$. Es ist ein ausserordentlich starkes Herzgift.

156. **Schlagdenhauffen** und **Reeb.** Über das Vorkommen von Lecithin in den Pflanzen. (Comptes rendus. Durch Chemisches Centralblatt, 1902, II, No. 8.)

Die Verff. haben in einer Reihe von Pflanzen, ausgehend von 100 Teilen Trockengewicht, neben der Gesamtphosphorsäure die organische Phosphorsäure, d. i. die beim Veraschen des Petrolätherextrakts mit Salpetersoda erhaltene Menge bestimmt und das Verhältnis des organischen zur Gesamtphosphorsäure festgestellt. Aus dem Umstande, dass die Asche des Petrolätherextrakts häufig geringe Mengen von Calcium- und Magnesiumphosphat enthielten, schliessen die Verff., dass sich in der Pflanze durch Substitution des Cholins und Neurins durch Ca und Mg ein besonderes, in Petroläther lösliches Lecithin oder ein in Petroläther in statu nascendi lösliches Calcium- und Manganglycerophosphat gebildet haben muss. Die Menge dieser wasserunlöslichen Bestandteile der Asche des Petrolätherextrakts ebenso wie der Mangangehalt derselben hängt von dem Charakter des Bodens ab. Die Asche des Buchweizens enthielt nur 0,07 % organische Phosphorsäure, die der Gerste 0,378 %. Dazwischen liegen Roggen, Weizen, Hafer, Erbsen, Bohnen und Baumwollsamenpresskuchen.

157. **Schlotterbeck, J. O.** und **Watkins, H. C.** Beiträge zur Chemie des *Stylophorum diphyllum*. (Berichte der D. Chem. Gesellschaft, XXXV, 1902, I, S. 7.)

Stylophorum diphyllum, eine Papaveracee, welche in Nordamerika unter dem Namen „Yellow poppy" oder „Celandine poppy" bekannt ist, wächst in niedrigen Gehölzen von Ohio bis Tenessee sowie westwärts bis nach Wiskonsin und Missouri. Sie ist eine perennierende, krautartige Pflanze mit halbgefiederten Blättern, ähnlich wie sie das Schellkraut besitzt. Die mohnartig gestalteten Blüten sind tief gelb gefärbt und haben ungefähr 1 Zoll Durchmesser. Die Früchte sind eiförmig und tragen noch den Griffel. Alle Teile der Pflanze scheiden beim Zerquetschen einen gelblichen Saft aus, welcher der Farbe der Blumenkrone entspricht. Unter dem Namen „Large golden Seal" wird die Wurzel von Lloyd als gelegentliche Beimischung von Hydrastis erwähnt.

Die chemische Untersuchung der Pflanze ergab die Anwesenheit folgender Alkaloide:

1. Chelidonin, $C_{20}H_{19}O_5N + H_2O$, Schmp. 186°.
2. Stylopin, $C_{19}H_{19}O_5N$ Schmp. 202°.
3. Protopin, $C_{20}H_{19}O_5N$ Schmp. 204—205°.
4. Diphyllin, Schmp. 216°.
5. Sangiunarin.

Ferner ist in der Pflanze vorhanden Chelidonsäure, $C_7H_4O_6 + H_2O$ und Chelidoxanthin, ein spezifischer Farbstoff.

158. **Schlotterbeck.** Über die Inhaltsstoffe der *Argemone mexicana*. (Pharmaceutisch Weekblad. Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 88.)

Die Inhaltsstoffe von *Argemone mexicana* sind nach dem Verf. Berberin und Protopin. Letzteres ist bekanntlich auch in anderen Papaveraceen bereits nachgewiesen und hat voraussichtlich die Reaktionen vorgetäuscht, denen zufolge andere Autoren das Vorkommen von Argemonin oder Morphin in der

Digitized by Google

Argemone mexicana glaubten annehmen zu müssen. Beide Stoffe sind nicl vorhanden.

159. **Schulte im Hofe, A.** Studien über den Gehalt der *Indigofe tinctoria* an Indican, sowie über die Gewinnung des Indigo. (Berich der D. Pharmac. Gesellschaft, XII, 1902, p. 19.)

Seine Versuche belehrten den Verf. bald davon, dass bei der Indig bildung Mikroorganismen nicht im Spiele sind. Durch Versuche wurde fern festgestellt, dass 2 Stunden genügten, um bei einer Temperatur von 52° all Indican in Lösung zu bringen und dass diese Temperatur auch nicht zersetzei auf das Indican einwirkt. Der Verf. ging darauf zu Versuchen über, die *Indig fera tinctoria* in verschiedenen Wachstumsperioden, sowie die verschieden Ländereien entnommenen Pflanzen auf den Gehalt an Indican resp. den Ertr an Indigoblau zu untersuchen. Wie die Analysen zeigten, variieren die a verschiedenen Bodenarten ein- und derselben Plantage entnommenen Pflanz in ihrem Gehalte an Indican ganz bedeutend. Man findet Unterschiede v nahezu 100 %. Die Bedingungen zur Erzielung eines reichen Indicangehalt werden eingehend mitgeteilt. Endlich teilt der Verf. seine Versuche mit, welc er bei der Fabrikation des Indigo zur Erzielung grosser Ausbeute anstellte.

Für die Praxis am erfolgreichsten werden nach Ansicht des Verf. d Studien auf dem Gebiete der Kultur sein. Durch Auswahl eines besser Saatgutes, durch rationelle Düngung und eine geregelte Fruchtfolge wird m es dazu bringen, den Indicangehalt der Pflanzen zu erhöhen und somit d Fabrikationskosten zu verringern. Geringere praktische Erfolge verspricht si Verf. von der Fabrikation.

160. **Schulze, E.** Über die Zusammensetzung einiger Konifere samen. (Ztschr. allgem. österr. Apoth.-Ver. Durch Apothekerzeitung, XV 1902, No. 1.)

Der Gehalt an Rohprotein und Fett ist bei den verschiedenen Sam sehr verschieden (7,21 bis 40,5 %). Auch der Rohfasergehalt weist gro Unterschiede auf (18,50 bis 51,76 %). In den stickstoffhaltigen Bestandteil der Samen ist Arginin in ziemlich bedeutenden Mengen vorhanden, neben Sy und Histidin. In den in Äther löslichen Bestandteilen wurden Lecithin u Cholesterin in Spuren gefunden. In den Samen von *Abies pectinata* wa bedeutendere Mengen eines flüchtigen Ols vorhanden. Einige Koniferensam enthalten wahrscheinlich in geringer Menge Rohrzucker neben einem Galakt Die wasserlöslichen, stickstofffreien Stoffe sind anscheinend als ausschliessli Bestandteile des Kerns zu betrachten. Organische Säuren sind jedenfalls i in geringer Menge vorhanden. An Alkohol geben die Samen nur sehr we lösliche Bestandteile ab, ausgenommen diejenigen von *Abies pectinata*. Asche der Samen enthält beträchtliche Mengen Phosphorsäure. Schalen u Kerne der Samen wurden ausserdem getrennt untersucht.

161. **Senft, E.** Mikrochemischer Nachweis des Zuckers in Drog (Pharmac. Post, 1902, No. 29. Durch Pharmac. Zeitung.)

Von salzsaurem Phenylhydrazin und essigsaurem Natron werden getren Lösungen mit Glycerin im Verhältnis 1 : 10 bereitet. Zur Ausführung Reaktion werden die Schnitte des fraglichen Objekts in je einen Tropfen erwähnten Lösungen gebracht, mit dem Deckgläschen bedeckt und auf d Wasserbade cirka eine halbe Stunde erwärmt. Schon während des Erwärm färbt sich bei Vorhandensein von Zucker der Schnitt, sowie auch die Flüs keit intensiv gelb. Gewöhnlich schon beim Abkühlen des Präparates k

Digitized by Google

man unter dem Mikroskop dann sehr schöne Garben oder Büschel von Phenylglukosazon wahrnehmen, welche teils im Gewebe des Schnittes, teils ausserhalb und besonders am Rande des Deckgläschens sich ausgeschieden haben. Am nächsten Tage hat die Ausscheidung von Phenylglukosazon noch bedeutend zugenommen. Das Erwärmen der Schnitte dient nur zur Beschleunigung dieser Reaktion; dieselbe kommt auch ohne vorheriges Erwärmen und zwar in den meisten Fällen schon in einigen Stunden zustande. Das Phenylhydrazin kristallisiert im letzteren Falle nicht in Büscheln, sondern in sehr schön ausgebildeten, intensiv gelb gefärbten Sphäriten. Bei indifferenten oder andere Stoffe als Zucker enthaltenden Schnitten blieb die Reaktion regelmässig aus.

Die Vorteile, welche diese Methode vor anderen bietet, sind im wesentlichen folgende:

Beide Lösungen sind, solange sie getrennt bleiben, unbegrenzt haltbar. Das gebildete Phenylglukosazon ist im Glycerin unlöslich und es können somit auf diese Art hergestellte Präparate gleich als Dauerpräparate eingeschlossen werden. Da die Reaktion schon in der Kälte vorsichgeht, wo die Lösung lokal einwirken kann, dürfte sich die Methode als eine brauchbare erweisen, um die Entstehung des Zuckers im Gewebe, seine Verteilung, Aufspeicherung etc. studieren zu können.

162. **Senft, E.** Die Flechten auf Cortex Mezerei. (Ztschr. österr. Apoth.-Ver. Durch Pharmac. Zeitung, XLVII, 1902, No. 47.)

Die Flechten auf Cortex Mezerei, welche sich bekanntlich als punkt- oder linienförmige Gebilde nicht selten auf dem Korke der Seidelbastrinde zeigen hat Verf. als *Microthelia analeptoides* Bagl. bestimmt, eine Flechte, welche wahrscheinlich ausschliesslich auf dieser Rinde vorkommt, und zwar so konstant, dass sie geradezu als ein wichtiges diagnostisches Merkmal dienen kann. Verf. fand diese Flechte auf Cortex Mezerei bisher in allen Apotheken und pharmakognostischen Sammlungen. Auch das reiche Material der Flechtensammlung des Wiener Hofmuseums sowie des botanischen Gartens in Wien enthält diese Flechte nur an Cortex Mezerei. Sie gehört zu den kernfrüchtigen Flechten (Pyrenocarpeen). Die Kruste ist unterrindig, nicht hervortretend, meist nur durch etwas blassere Farbe vom Periderm verschieden und undeutlich begrenzt

163. **Seyler, H.** Über einen Bestandteil des deutschen Salbeiöls. (Berichte der D. Chem. Gesellschaft, 1902, 35, 550.)

Verf. fand im deutschen Salbeiöl, in welchem bereits Pinen, Cineol, Salvon und Borneol nachgewiesen sind, noch einen bei 142—145° siedenden Kohlenwasserstoff der Formel $C_{10}H_{18}$, den er Salven nennt.

164. **Sharp, Gordon.** Prüfung der Folia Digitalis auf ihre Wirksamkeit. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 28.)

Das vom Verf. empfohlene Verfahren beruht auf der zersetzenden Wirkung der Enzyme auf Glykoside. Alle Vegetabilien enthalten bekanntlich Enzyme, deren Wirksamkeit nach dem Trocknen bei nicht allzu hoher Temperatur erhalten bleibt, ohne dass sie in die Erscheinung tritt, die aber sofort tätig werden, sobald die betreffende Droge feucht wird. In letzterem Falle wirken sie auf die Glykoside zersetzend und erleiden dabei selbst eine Zersetzung. Nun folgert Verf.: Sind in den *Digitalis*-Blättern aktive Fermente nachweisbar, so muss der grössere Teil der Glykoside ebenfalls intakt sein. Im andern Falle wären die Glykoside gespalten, wobei — wie gesagt — auch die Fermente

Digitized by Google

zugrunde gehen. Man kann dies nun mit Hilfe von Amygdalin recht gut a folgende Weise erfahren: Man löst 0,12 g Amygdalin in 30 ccm Wasser v 37° C. in einem weithalsigen Kolben, den man dann bei mässiger Wärme Kontrollzwecken beiseite setzt. In gleicher Weise löst man dieselbe Men Amygdalin, fügt aber der Lösung 0,86 g gepulverte *Digitalis*-Blätter zu. Au diesen Kolben setzt man, nachdem er umgeschüttelt ist, an den gleichen C bei Seite. Nach acht Tagen werden beide Lösungen geprüft. In der Amy dalinlösung wird sich nichts geändert haben, während der Inhalt des m *Digitalis*-Blättern beschickten Kolbens stark nach bitteren Mandeln riech wird. Legt man über den Hals desselben einen mit Silbernitrat befeuchtet Glasstab, so wird derselbe innerhalb 5 Minuten mit Silbercyanid überzogen e scheinen. Es hat also das in den Blättern vorhanden gewesene Ferment d Amygdalin unter Entwickelung von Blausäure gespalten.

Man kann dann zur Kontrolle noch das Verfahren mit Fehlingsch Lösung heranziehen, indem man mit den Blättern eine Tinktur ansetzt, diesel bei niedriger Temperatur zur Trockene eindampft, das erhaltene Extrakt wied mit Alkohol aufnimmt und unter Zusatz einer Mineralsäure kocht. Prüft m nun quantitativ mit Fehlingscher Lösung, so muss ein den gespalten Glykosiden entsprechender Niederschlag gewonnen werden, wobei allerdin das hauptsächlich wirksame Digitoxin, weil kein Glykosid, unberücksichti bleibt. Man kann aber aus der Menge der berechneten Glykoside natürli auch auf das Vorhandensein entsprechender Mengen Digitoxin schliessen.

165. **Siedler, P.** Über das Yohimbin. (Pharmaceutische Zeitung, XLV 1903, No. 81.)

166. **Siedler, P.** Über einige Pflanzenstoffe. (Berichte der Pharmac. Gesellschaft, XII, 1902, p. 64.)

1. *Tanacetum vulgare* L. Zur Ermittelung, ob ein Alkaloid in der Dro enthalten sei, wurden 5 kg der grob gepulverten Blüten durch Äther vom Fe ätherischen Öl und Chlorophyll befreit und einem der zur Darstellung v Alkaloiden üblichen Verfahren unterworfen. Es resultierten ca. 2 g = 0,04 eines flüssigen Alkaloids oder eines Gemisches von solchen. Dieses vom Ve „Tanacetin Riedel" genannte Alkaloid bildet eine ölige, dicke, in Wass schwer, in Alkohol und Äther leicht lösliche Flüssigkeit von bitterem, brennend Geschmacke. Es gibt mit den gebräuchlichen Alkaloidreagenzien starke Fällung ist mit Wasserdämpfen flüchtig und gibt mit anorganischen Säuren sta hygroskopische Salze.

Die mit dem Alkaloid als salzsaures Salz angestellten, von Prof. Kobe ausgeführten Versuche ergaben, dafs es nur von schwacher Wirkung war. D Tannat wurde von Hunden in Dosen von 1—1,5 g gut vertragen.

Auch mit dem ätherischen Tanacetumöle wurden Versuche angestel sowie mit dem daraus dargestellten „Tanaceton", indessen ist die Frage, welch der Bestandteile der Pflanze die wurmtreibende Wirkung zukommt, noch nic aufgeklärt.

2. *Cynoglossum officinale* L. Von den verschiedenen Autoren sind in d Wurzel flüssige und kristallisierte Alkaloide gefunden worden. Verf. u Körner extrahierten mit Hilfe eines möglichst wenig aggressiven Verfahre ein von ihnen mit „Cynoglossin Riedel" bezeichnetes, dickes, anfangs wass helles, später dunkeler werdendes Alkaloid, von intensiv bitterem Geschma und ausgeprägt narkotischem Geruch. Es löst sich ziemlich leicht in Wass und ist mit Äther, Alkohol und Chloroform in allen Verhältnissen mischb

Digitized by Google

Mit den bekannten Alkaloidreagenzien gibt es selbst in sehr starken Verdünnungen deutliche Niederschläge. Die von Prof. Kobert vorgenommene pharmakologische Untersuchung ergab, dass das Alkaloid nur von schwacher Wirkung und als Ersatz für Kurare ganz unbrauchbar sei.

8. *Agaricus albus (Polyporus officinalis* Fries). Es werden zunächst einige Literaturangaben über die Eigenschaften der Agaricinsäure berichtigt, so der Kristallwassergehalt, der 1,5 Moleküle beträgt, die Löslichkeit, die beim Erhitzen auf 100° eintretenden Veränderungen etc. Es wurde eine Reihe von Salzen dargestellt, so das neutrale Natrium- und das entsprechende Lithiumsalz, verschiedene Wismutverbindungen, und endlich das mono- und das di-Phenetidid.

4. *Ipecacuanha.* Es handelte sich um Aufklärung über die alte Frage, ob Rio- oder Karthagena-Ipecacuanha im Arzneischatz bessere Dienste leiste. Die Beschreibung des Arzneibuchs passt bekanntlich nur auf Rio-Ipecacuanha; alle anderen Sorten schliesst das Arzneibuch aus.

Zur Entscheidung der Frage wurden nach dem Vorgange von Paul und Cownley die Alkaloide aus Rio- wie aus Karthagena-Wurzel dargestellt, nämlich:

1. Emetin, eine farblose, amorphe Base, bei 68° schmelzend, leicht löslich in Alkohol, Äther, Chloroform und Benzin. Formel $C_{15}H_{22}NO_2$ oder $C_{30}H_{44}N_2O_4$.
2. Cephaëlin, farblose, im Gegensatz zu Emetin in Petroläther leicht lösliche Kristalle vom Schmelzpunkt 102°.
3. Psychotrin, ein aus Äther in gut definierten, transparenten Nadeln vom Schmelzpunkt 188° abscheidbares Alkaloid.

Körner fand in den beiden Drogen ungefähr folgendes Verhältnis der Alkaloide zu einander:

	Rio	Karthagena
Emetin	1	1
Cephaëlin	0,5	1
Psychotrin	0,1	0,2

Die von Prof. Kobert angestellten Versuche ergaben, dass nicht nur das reine, salzsaure Emetin ein schwächeres Brechmittel ist, als das reine, salzsaure Cephaëlin, sondern auch, dass das Extrakt der emetinreicheren Rio-Droge schwächer wirkte, als das der cephaëlinreichen Karthagena-Droge. Es dürfte daher opportun erscheinen, als Brechmittel in der Apotheke die verpönte Karthagena-Ipecacuanha wieder einzuführen, während gegen die Verwendung der Rio-Ipecacuanha bei Lungenkranken als Expectorans nichts einzuwenden ist.

Durch besondere Versuche wurde weiter festgestellt, dass dem Psychotrin keine brechenerregende Wirkung zukommt.

167. **Siedler, P.** Über persisches Opium. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 80.)

Im Einkauf von levantiner Opium haben sich neuerdings so grosse Unzuträglichkeiten herausgestellt, dass der Wunsch nach Bezügen von Opium aus anderen Quellen berechtigt erscheint. Der Verfasser empfiehlt zu diesem Zwecke das persische Opium, welches bereits seit langen Jahren nach Europa exportiert wird. Mit Bezug auf die Kultur dieses Opiums erhielt Verf. direkte Nachrichten aus Teheran. Hiernach erfolgt die Aussaat des Mohns im Frühjahr, und zwar auf eine sehr primitive Weise. Die Anzapfung der Frucht erfolgt in den Monaten April bis Juni. Die Hauptcentren der Produktion sind Meched, der Khorassan, Ispahan und Hamadan. Von geringerer Wichtigkeit

Digitized by Google

sind andere Orte. Man vollzieht die Ernte durch Einschnitte in die Mo köpfe und Sammeln des austretenden Saftes. Nach Beendigung der Safter unterliegt das Produkt der Operation der Massage, welche ziemlich komplizi ist und mehrere Wochen umfasst. Manche Produzenten stellen homog Massen her, indem sie den Saft zwischen den Händen kneten und ihm so e gleichmässige Form geben. Nachher trocknen sie ihn an der Sonne und wenden ihn so in dieser primitiven Gestalt. Andere nehmen eine ganz gl Holzscheibe, breiten das Opium darauf aus und geben ihm die Form ei Stäbchens, indem sie es mit dem Arme rollen. Dann bringen sie dieses Opi in besondere Cylinder, pressen es und geben ihm eine völlig cylindrische Fo Darauf findet die Trocknung statt. Manche Bauern geben ihrem Produkt e konische Form, andere ziehen die rechtwinkelige Form vor, aber wählen Bezug auf das Gewicht kein exaktes Mass. Die Verpackung geschieht Dosen aus Weissblech, nachdem man das Opium mit rötlichem Papier bed hat. Weisses Papier verwendet man nur für Opium in cylindrischer Fo Bei winkeligem Opium pflegt man drei Dosen aus Weissblech zusamme eine Kiste zu verpacken.

Man geniesst das Opium in Persien auf verschiedene Weise. 1. mischt es mit pulverisiertem Tabak, den man dann aus Tonpfeifen rau 2. Man bringt es auf glühende Kohlen, worauf sich der Raucher hin und mit einer Art Pfeife mit langem Rohr den aus dem Opium sich wickelnden Rauch einsaugt. Diese Art und Weise nähert sich der übrigen Orient und in China, Indochina, Annam u. s. w. gebräuchlic wo man ebenfalls nur in liegender Stellung raucht, und zwar oft meh Personen an einem und demselben Stück Opium. 3. Man formt Pillen aus Opium, welche man isst. In Persien ist die am meisten verbreitete Form Pfeife. In Khorassan entblöden sich die Mütter nicht, ihren Säuglingen Op rauch einzublasen und ihnen sogar Stücke Opium einzugeben.

Verf. ist im Besitz von Mohnköpfen mit den Original-Einschnitten, s von persischem Opium in verschiedenen Formen. Mit letzterem hergest pharmaceutische Präparate erwiesen sich als brauchbar.

168. **Simon, O.** Über Cetrarsäure. (Archiv der Pharmacie, S. 526.)

169. **Stoeder, W.** Secale cornutum und daraus hergeste Präparate. (Pharmaceutisch Weekblad. Durch Apothekerzeitung, XVII, No. 3.)

Die sehr komplizierte Zusammensetzung des Pilzes und nicht minde rasch verlaufende Umsetzung seiner Bestandteile unter allerlei Einflüssen zum grossen Teile die Ursachen von Fehlern bei der Wertbestimmung. vielen Missgriffe bei der ganzen Mutterkornuntersuchung sind hauptsäc daher gekommen, dass die Untersucher der abgeschiedenen Substanz jede andere Namen beilegten. Tanret war der erste, welcher als den Träge zusammenziehenden, blutstillenden Wirkung das kristallinische Alkaloid Ergo bezeichnete. Das Ergotin und Ekbolin Wenzells, das Picro-Sclerotin Dra dorffs und Podwyssotzkis, das Cornutin Koberts sind alle mehr weniger verunreinigtes Ergotinin Tanrets.

Durch die Untersuchungen der letzten Jahre ist besonders die Abschei des Alkaloids sehr gefördert, so dass der Wert des Mutterkorns und der d hergestellten Präparate hinreichend festgestellt werden kann. Dabei is

Digitized by Google

sonders auf die bestmögliche Entfernung des in der Droge zu 37 % enthaltenen fetten Öls acht zu geben.

Es folgen nun Mitteilungen über die besten Darstellungsmethoden pharmaceutischer Mutterkornpräparate sowie über die Untersuchung derselben.

170. **Strauch**, W. Pharmakologische Studien über die Substanzen der Filixsäuregruppe. (Arch. f. exp. Path. u. Pharmakolog., 1902, S. 1. Durch Apothekerzeitung.)

Verf. hat seit einer Reihe von Jahren pharmakologische Versuche über die Substanzen der Filixsäuregruppe angestellt, aus welchen sich ergibt, dass 1. die Filixsubstanzen Gifte für jede Art organisierten Plasmas sind, 2. dass die Filixgifte Muskelgifte sind, 3. dass sie besonders Würmern und Mollusken gegenüber giftig sind

171. **Süss, P.** Über das Saponin der *Lychnis flos cuculi*. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 82.)

Das blühende Kraut von *Lychnis flos cuculi* ist in manchen Gegenden Sachsens als harntreibendes Mittel im Gebrauch, wodurch bei einer Frau eine Nierenentzündung entstanden war. Der Verf. isolierte daraus ein Saponin, welches er mit dem Namen „Lychnidin" bezeichnet.

172. **Torrey, Hans.** Über das Trocknen und Vorbereiten der Pflanzen für Herbarien. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 42.)

173. **Thelemann.** Folia Digitalis. (Apothekerzeitung, 1902, No. 86.)

Schon lange war dem Verf. beim Vergleiche von gekauften Digitalisblättern mit den von ihm selbst gesammelten ein grosser Unterschied in morphologischer wie in physiologischer Beziehung aufgefallen, welcher zur Folge hatte, dass er beim Untersuchen der Drogen auf ihren Alkaloidgehalt ganz verschiedene Resultate erhielt. Verf. wusste sich diese Tatsache lange Zeit nicht zu erklären, bis er auf einem Aufenthalt in Thüringen Aufklärung erhielt. Er sah nämlich, dass die einsammelnden Frauen die lebhaft grünen Blätter der einjährigen Pflanze bevorzugten, während sie die zweijährigen unberührt liessen, obgleich gerade diese es sind, welche das Arzneibuch verlangt.

Die sehr viel schöner aussehenden einjährigen Blätter enthalten sehr viel Feuchtigkeit, welche einerseits das Schwarzwerden nach dem Trocknen verursacht und zweitens einen grossen Gewichtsverlust zur Folge hat, ganz abgesehen davon, dass die Verbreitung der *Digitalis purpurea* in Thüringen durch das unvernünftige Plündern der jungen Pflanzen arg geschädigt wird.

Die im Harz gesammelte Ware ist dagegen tadellos.

174. **Thierry, Gaston.** Über die Verwendung von *Acacia arabica* Willd. (Notizblatt Botan. Gart. u. Museums, Berlin, 1902, No. 29.)

Im Bezirke Akbande (Togo) ist gegen die schlimme Art der Dysenterie ein Mittel bekannt und allgemein angewendet, welches in den abgekochten Blättern eines in Hausa und Djakossi gleichbenannten Baumes „bagalua Hausa" und „Djakossi" zusammen mit gekochtem Reis verabfolgt wird. Das Rezept stammt aus den Haussa-Ländern. Die Verwendung anderer Teile des Baumes ist unbekannt. Die Früchte des bagalua werden zu Waschungen gegen syphilitische Geschwüre verwendet. Gleichzeitig wird dieselbe Frucht zu einer Beize gekocht, von den Sattlern resp. Gerbern des Sudans zur Enthaarung der Schaffelle gebraucht, indem die letzteren einen Tag über in solche Lösungen gelegt werden, worauf die Haare sich ohne Mühe mit der Hand ablösen lassen.

Digitized by Google

Der zweite Name des Baumes oder vielleicht auch der Beize ist in Hau „medjema".

In Dagomba wird die Rinde eines „Kucha" genannten Baumes als Mit gegen Dysenterie angewendet, soll aber weniger wirksam sein.

Der bagalua ist ziemlich häufig, wird sogar in und bei Städten, z. Mangu, wegen seiner Verwendung zur Gerberei angepflanzt.

175. **Thoms, H.** Über einen kristallinischen Körper aus *Cor excelsa*. (Berichte der deutschen Pharmaceutischen Gesellschaft, XII, 1902, p. 14

Verf. hatte bereits im Vorjahr über einen in Rinde und Blättern brasilianischen Urwaldbaumes *Cordia excelsa* vorkommenden Körper bericht der ihm von Peckolt unter dem Namen Cordianin übersandt worden w

Zur Darstellung des Körpers werden die frischen Blätter oder die Rir mit heissem Alkohol vom spez. Gew. 0,880 erschöpft, das durch Abdamp des Alkohols erhaltene Extrakt wird in heissem Wasser gelöst und die filtrie wässerige Lösung zur dünnen Sirupkonsistenz eingedunstet. Nach dem kalten schieden sich die Kristalle des Cordianins aus. Frische Blätter liefer 0,266 %, die frische Rinde 0,758 %. Nach mehrmaligem Umkristallisieren Alkohol stellt der Körper farblose Säulen dar, die sich als stickstoffhaltig wiesen. Der Körper war identisch mit Allantoin, wozu Verf. in der Abhandlu die Belege liefert.

Im Pflanzenreiche ist das Allantoin von E. Schulze und Barbi beobachtet worden, und zwar in jungen, in Wasser gezogenen Platanentrieb von E. Schulze und Bosshardt in der Rinde von *Aesculus hippocastan* Es wäre von erheblichem physiologischen Interesse, wenn das Allantoin öf aufgefunden würde. Es wird im Pflanzenreiche wohl ein Zersetzungsprod des pflanzlichen Eiweisses sein, wie die dem Allantoin nahestehenden V bindungen Harnstoff und Harnsäure als Endzersetzungsprodukte beim tierisch Stoffwechsel gelten.

Neuerdings wurde Allantoin von Th. Peckolt auch in der Rinde den Blättern von *Cordia atrofusca* aufgefunden.

176. **Thoms, H.** Über einen kristallisierenden Körper aus d Blättern von *Salacia fluminensis*. (Berichte der Deutschen Pharmaceutisc Gesellschaft, XII, 1902, p. 142.)

Dem Verf. ging von Th. Peckolt aus Brasilien ein kristallinisc Körper zu, den Peckolt aus der wässerigen, mit Bleiacetat behandelten Lös des alkoholischen Extrakts der Blätter von *Salacia fluminensis* durch Abdamp gewonnen hatte. Sein chemisches Verhalten spricht für die Identität mit Du

177. **Thoms, H.** In Kwai gewonnenes Opium. (Notizblatt des Kön Botan. Gartens und Museums. Berlin, 1902, S. 170.)

Das etwas feuchte Produkt gibt beim Trocknen im Trockenschra 5,87 % Feuchtigkeit ab. In der Trockensubstanz wurde die sehr erhebli Menge von 14,8925 % Morphin gefunden. Das Arzneibuch verlangt nur 1 Morphin.

178. **Tschirch, A.** Helleborus-Drogen und ihre Verwechselung (Schweizerische Wochenschrift für Pharmacie, 1902, No. 85. (Durch Phar ceutische Zeitung.)

Helleborus viridis. Rhizom: Tangential gestreckte, stumpf keilförn oder fast quadratische Gefässbündel. Grosses Mark. Wurzel: Gefässbü in jüngeren Wurzeln radial angeordnet, in älteren zu einem fünf- bis siel strahligen Stern mit ausgesprochen spitzen Strahlen zusammengetreten. Blät

Digitized by Google

Langgestielt, handförmig, die einzelnen Blattabschnitte am ganzen Rande scharf gezähnt. Im Stengel Bastbelege an den Gefässbündeln.

Helleborus niger. Rhizom: Radial gestreckte, spitzkeilförmige, grössere Gefässbündel. Kleines Mark. Wurzel: Vielfach handförmig zusammengedrückt, mit einem sternförmigen Holzkern, dessen Strahlen stumpf sind. Blätter: Kurzgestielt, lederartig, fussförmig, die Blattabschnitte nur im oberen Drittel leicht gezähnt. Im Blattstiel keine Bastbeläge an den Gefässbündeln in Rhizom und Wurzel.

Verwechselungen: *H. foetidus:* In Rhizom und Wurzel mächtiger, strahliger Holzkörper mit starkem Libriform durchsetzt, ohne Mark (oder nur wenige Zellen). Blattstiele dreikantig. — *H. caucasicus:* Seltene Pflanze. Das Holz der Wurzeln zeigt strahliges Gefüge. Siebteil nicht zwischen, sondern vor den Strahlen. Blätter ähnlich wie bei *H. viridis*, die einzelnen Blattabschnitte aber breiter. Die Gefässbündel im Stengel abwechselnd gross und klein. — *H. purpurascens:* Ebenfalls selten, schwach verästeltes Rhizom, Gefässbündel im Rhizom vom Bastgewebe oben und unten umgeben, die Gefässe grösser. In der Wurzel annähernd kreuzförmiger Holzkern, dessen Siebteile vor den Armen des Kreuzes liegen und nicht zwischen den Armen. Die Blätter doppelt so lang als breit. — *Actaea spicata:* Polsterartige, flache Rhizome. Die Gefässe von Bastbelägen umgeben. Säulenförmig verdickter Holzteil, der bei dickeren Rhizomen leiterförmig erscheint. Lupenbild der Wurzel: Charakteristisches Kreuz mit strahlig angeordneten Gefässen. — *Adonis vernalis:* Zartes, unverzweigtes Rhizom, dicht besetzt mit zarten Nebenwurzeln. Gefässbündel im Rhizom zwar keilförmig, aber nur aus wenigen locker angeordneten Gefässen gebildet. Wurzel mit annähernd sternförmigem Holzteil, entfernt an *H. niger* erinnernd. — *Trollius europaeus:* Kurzes Rhizom mit zarten Nebenwurzeln, breite, tangential gestreckte Gefässbündel. Wurzel mit sternförmigem Holzkörper aus grossen Gefässen bestehend, ohne Mark.

179. **Tschirch, A.** Über Kap Aloë. (Schweizerische Wochenschrift für Pharmacie. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 56.)

Zunächst bestätigt Verf. seine frühere Angabe, dass die Kap-Aloë von *Aloë ferox* Miller entweder ausschliesslich oder doch vorwiegend gewonnen wird. Diese Art findet sich im ganzen südlichen und südöstlichen Kaplande, öfters dichte Bestände bildend. Sehr häufig wird sie auch zur Einzäunung von Feldern oder als Grenzzaun zwischen Besitzungen angepflanzt. Der Stamm erreicht eine Höhe von 2—8 m und ist gewöhnlich mit den vertrockneten alten Blättern dicht bekleidet. Aus der endständigen Blattrosette erhebt sich im Mai oder Juni ein in mehrere Arme verzweigter leuchterförmiger Blütenschaft. Die Blätter sind nicht nur am Rande, sondern meistens auch sowohl auf der oberen als der unteren Seite mit scharfen Dornen besetzt. Dieser Charakter ist jedoch nicht beständig, und es ist wohl zum Teil diesem Variieren zuzuschreiben, dass verschiedene Arten von *Aloë* unterschieden worden sind, wo es sich nur um eine handelte. Es finden sich nämlich Pflanzen, welche sowohl auf den Flächen bewehrte, als daselbst ganz unbewehrte Blätter tragen.

Andere Arten von *Aloë*, deren noch mehrere in denselben Distrikten vorkommen, werden nicht zur Erzeugung der Droge verwendet, und zwar aus folgenden Gründen: der Saft der anderen in denselben Landstrichen wachsenden Arten ist viel dünnflüssiger und liefert infolgedessen eine zu geringe Ausbeute. Ausserdem aber sind die Dornen der Blätter für die Gewinnungsmethode von Wichtigkeit, denn Blätter, welche nicht reichlich mit Dornen

Digitized by Google

versehen sind, lassen sich nicht zur Saftgewinnung so bequem aufeinande stapeln, sondern gleiten auseinander. Daher wird eben, wenigstens in de Gegend der Mosselbay, nur *Aloë ferox* verwendet.

Die Gewinnung des Saftes geschieht noch immer nach der alten prim tiven Methode. Eine flache Vertiefung im Boden wird mit einer Ziegen- ode (womöglich) Pferdehaut bedeckt und die abgeschnittenen Blätter werden ring herum zu einem kuppelartigen Bau von 1 m Höhe aufgepackt. Nach einige Stunden werden die Blätter einfach beiseite gestossen und der ausgelaufen Saft in ein Gefäss gegossen, das meist ein leerer Petroleumbehälter ist. Ai Abend wird dann der Saft in eisernen Töpfen über freiem Feuer ziemlic achtlos eingekocht. Diesem Übelstande verdankt die Aloë ihre dunkle, glasig Beschaffenheit. Das Eintrocknen über freiem Feuer ist eine sehr beschwerlich Arbeit, da fortwährend gerührt werden muss, um das Anbrennen zu verhinder Aus diesem Grunde scheinen viele der *Aloë*-Sammler es jetzt vorzuziehen, de Saft an Fabriken zu verkaufen, anstatt ihn selbst einzukochen. Neuerding hat nämlich ein Unternehmer die Sache insofern verbessert, als er von de Eingeborenen den Saft kauft und ihn in flachen Holztrögen an der Sonn eintrocknet. Diese neue Sorte kommt unter der Marke „Crown Aloë" in de Handel.

180. **Tschirch, A. und Cremer, J.** Über Elemi. (Archiv der Pharmaci 1902, S. 298.)

Den Verfassern standen 86 Muster von Elemi mit kristallinischen Be standteilen und 10 unter dem Mikroskope amorph erscheinende Muster zu Verfügung. Alle Elemis stammen von Burseraceen bezw. Rutaceen. Da Manila Elemi ist ein *Canarium*-Elemi, das brasilianische ein *Protium*-Elem das Yucatan-Elemi ein *Amyris*-Elemi, das jetzt im Handel befindliche ostafr kanische vielleicht auch ein *Canarium*-Elemi, das frühere afrikanische ein *Bo wellia*-Elemi.

Vorwiegend kommt *Canarium commune* L. in Betracht, dann *C. Mehe beteni, edule, strictum, zephyrinum* u. a. Das Manila-Elemi stammt von *C. com mune*. Nahe verwandt mit *Canarium* ist die Gattung *Protium* Burm., zu de also jetzt *Amyris* und *Icica* hinzugezogen werden. Diese beiden Burseraceen Gattungen *Canarium* und *Protium* können also als die eigentlichen Elem gattungen par excellence betrachtet werden. Ihnen schliesst sich die centra amerikanische Rutaceengattung *Amyris* L. an. Zwischen *Canarium* und *Protiu* steht im System die Gattung *Tetragastris* Gärtn. *Canarium* verwandt ist d Gattung *Pachylobus* mit der Sectio *Dacryoides*. Die *Boswellia*-Elemis und d *Bursera*-Elemis stehen abseits und nähern sich den Weihrauch-Arten. Z den *Bursera*-Elemis gehört das Ocumé-Elemi und das sogenannte Gomar Harz (Harz von *Bursera gummifera*) aus Martinique. Am andern Ende de Burseraceen-Harze stehen dann die Myrrhen der Gattung *Commiphora* Jacq.

Auch die Produkte der Guttiferengattung *Calophyllum* können nicht wol zu den Elemi-Arten gerechnet werden. Sie werden am besten unter de Namen Tacamahac abgetrennt. Über die Herkunft des echten Animeharze herrscht noch Dunkel.

Die Verfasser studierten je einen Vertreter der Haupttypen der eigen lichen Elemis, ein *Canarium*-, ein *Amyris*- und ein *Protium*-Elemi.

I. Manila-Elemi.

A. weiches. Das Manila-Elemi (von *Canarium commune*) hatte ein terpentinartige Konsistenz. Der stark aromatische Geruch erinnerte vorwiegen

Digitized by Google

an Dill, Citronenöl und Terpentin. Das Produkt war nur wenig mit kleinen Rindenteilchen verunreinigt und hatte eine fast rein weisse Farbe. Es löste sich vollständig in Äther, Essigäther, Chloroform, Schwefelkohlenstoff, Benzol, Toluol und warmem Alkohol, zum Teil in kaltem Alkohol, Petroläther und Chloralhydratlösung. Unter dem Deckgläschen mit kaltem Alkohol behandelt waren unter dem Mikroskope Kristallnadeln zu erkennen. Das Manila-Elemi ist ein Resen-Harz. Es besteht, wie die Analyse ergab, aus Manamyrin, ätherischem Öl, Bryodin, α-Manelemisäure, β-Manelemisäure, Maneleresen, anorganischen Bestandteilen, etwas Bitterstoff und 5—6 % Verunreinigungen.

B. hartes. Das Muster bestand aus harten, zum Teil im Innern noch weichen Klumpen, die sehr stark mit Palmblattfragmenten, Rinden und Holzstückchen verunreinigt waren. Die Farbe des Harzes war hellgelb, der Geruch genau derselbe wie beim weichen Harze. Die Löslichkeitsverhältnisse stimmten ebenfalls mit dem des weichen Harzes überein. Das durch Äther gereinigte Harz schmolz bei 130—132°.

Es gelang den Verfassern, in dem Produkt sämtliche Bestandteile aufzufinden, die sie im weichen Manila-Elemi gefunden hatten. Von diesem unterschied es sich nur dadurch, dass es eine viel geringere Menge ätherisches Öl und eine Menge Verunreinigungen enthielt. Es ist mit dem weichen Manila-Elemi identisch und wahrscheinlich durch Eintrocknen desselben am Baume entstanden.

C. Harz, gesammelt von *Canarium commune*. Um sicher zu entscheiden, ob das Manila-Elemi von *Canarium commune* stammt, wurde noch ein Harzprodukt untersucht, welches zum Teil in Buitenzorg von Treub, zum Teil von Tschirch in Indien direkt von *C. commune* gesammelt worden war. Diese Harze stimmten in ihren Eigenschaften mit den harten Harzen überein. Auch der Geruch war der gleiche, ebenso wie die Zusammensetzung. Es ist dadurch festgestellt, dass das Manila-Elemi in der Tat von *Canarium commune* stammt. Dieses *C. commune* ist der „Arbol a brea", bei den Tagalen Abilo genannte, mächtige Baum, dessen Verbreitungsgebiet sich von den Sundainseln und Molukken bis zu den Philippinen erstreckt. In Java wird er vielfach kultiviert. Berühmt ist die „Canari-Allee" im Buitenzorger botanischen Garten. Auf Celebes wurden aus dem Harze Fackeln hergestellt.

II. Yucatan-Elemi, nach der Annahme Heckels von *Amyris elemifera* Royle stammend. Dieser Baum ist von Schaffner an der ganzen Küste Yucatans, sogar bis nach Panama getroffen worden. Das untersuchte Harzmuster bestand aus 6—8 cm langen und 4—5 cm breiten Stücken, welche eine flache Unterseite und eine halbkreisförmig gewölbte Oberseite besassen. Die letztere war mit einer dünnen, weissen undurchsichtigen Schicht bedeckt, während die Unterseite hellgelb und durchscheinend war. Hieraus lässt sich schliessen, dass das Harz im weichen Zustande in Röhren gegossen und die beim Erhärten sich bildenden Stangen in kleine Stücke zerschlagen wurden. Die Bruchfläche war hellgelb und durchscheinend. Geruch sehr aromatisch an Dill, Citronenöl und Terpentin erinnernd. Das Yucatan-Elemi löste sich vollständig in Äther, Essigäther, Benzol, Schwefelkohlenstoff, Chloroform und warmem Alkohol, zum Teil in kaltem Alkohol, Petroläther, Methylalkohol und Chloralhydratlösung. Unter dem Deckglase mit Alkohol behandelt, bleiben ziemlich viele Kristalle zurück.

Die Analyse ergab das Fehlen sämtlicher Harzsäuren, es muss daher fast ausschliesslich aus Resenen bestehen. Es enthält Yucamarin, Yuceleresen,

Digitized by Google

ätherisches Öl, Bitterstoff und Verunreinigungen. Mit dem Yucatan-Elemi nal verwandt oder identisch (?) ist das mexikanische oder Veracruz-Elemi.

III. Afrikanisches Elemi (1901), (Kamerun-Elemi). Die A stammung wird von *Boswellia freriona* Birdwood in der Literatur angegebe Das Harz, welches in grosser Menge aus Einschnitten in den Stamm austret soll, wird von den Somalis gesammelt. Es kommt in stalaktitischen Mass von 1—8 Unzen Gewicht und deutlich muscheligem Bruche vor; seine Bruc stücke sind bernsteingelb und wellig durchscheinend. Kristallinische Bestan teile fehlen ihm. Das Produkt hat absolut keine Ähnlichkeit mit dem neuerdin im Handel befindlichen westafrikanischen Elemi. Das untersuchte Muster w sehr stark verunreinigt, seine Farbe war dunkelbraun, der Geruch ähnlich de des weichen Manila-Elemis, jedoch verbunden mit einem undefinierbar Nebengeruch. In Afrika kommt eine mit *C. commune* nahe verwandte Art v nämlich *C. Schweinfurthii* Engl. Sollte diese vielleicht das neue afrikanisc Elemi liefern? Die Konsistenz des Harzes war terpentinartig. Unter de Deckglase mit Alkohol behandelt liess es zahlreiche Kristallnadeln zurück. D Harz löste sich vollständig in warmem Alkohol, Äther, Chloroform, Benz zum Teil in kaltem Alkohol und 80 % iger Chloralhydratlösung. Es enth Harzsäuren und Resen. Die Analyse ergab die Anwesenheit von Afamyri Afeleminsäure, ätherischem Öl und Afeleresen.

IV. Brasilianisches Protium-Elemi (Almessega-Elemi). D untersuchte Muster stammt von der sogenannten „Almessega branca", weiss Elemi-Baum, welcher bis 6 m hoch wird und ein wohlriechendes, zu Möbe verarbeitetes Holz liefert. Das Harz wird durch Einschnitte in den Stam gewonnen. Das Muster bestand aus braunen, innen weissen, etwa bohne grossen Stücken von kreideartigem Bruch. Geruch fehlt. Unter dem Dec glas mit Alkohol behandelt zeigten sich Kristallnadeln. Das Produkt w löslich in warmem Alkohol, Äther, Chloroform, teilweise löslich in Petroläth Schwefelkohlenstoff und Chloralhydratlösung. Die Analyse ergab als Bestan teile: Protamyrin, Protelemisäure, Proteleresen. Ätherisches Öl und Bitt stoff waren nur in äusserst geringer Menge vorhanden.

Beim Überblicken der Resultate zeigt sich, dass sämtliche untersucht 5 Elemisorten Amyrine enthalten, trotzdem sie nicht einmal einer und d selben Familie angehören.

181. **Tschirch, A.** und **Heuberger.** Untersuchungen über den c nesischen Rhabarber. (Schweizerische Wochenschrift für Pharmacie, 19 No. 25. Durch Pharm. Ztg.)

Bei successiver Behandlung des Rhabarber im Perkolator mit verdünnte und starkem Alkohol und schliesslich mit Ammoniak gehen alle hierbei Betracht fallenden Substanzen in Lösung. Ein vollständiger Abbau der alk holischen Extrakte und des Ammoniakauszuges musste daher zur Feststellu der wirksamen Körper führen. Die Verfasser haben einen solchen Abbau v genommen und das alkoholische Extrakt nacheinander zuerst mit Äther völl erschöpft, dann das mit Äther erschöpfte mit Aceton und mit Benzolalkoh endlich den Rückstand mit Wasser und schliesslich mit Alkohol erschöp Von für die Abführwirkung nicht in Betracht fallenden Körpen wurden aus Salzen Fett, ein pektinartiger Körper, Cholesterin, etwas Gallussäure und e rechtsdrehender Zucker isoliert.

Als pharmakologisch wirksam wurden zwei Gruppen von Glykosiden kannt: Tannoglykoside (Rheotannoglykoside) und Anthraglykoside (Rheoanth

Digitized by Google

glykoside). Beide sind als primäre Bildungen der Pflanze zu betrachten. Sie kommen wahrscheinlich nicht in Doppelverbindungen, sondern neben einander vor, werden in den Auszügen und zum Teil auch schon in der Droge von ihren Spaltungsprodukten begleitet und sind analytisch nicht scharf von einander zu trennen; sie treten daher in den verschiedenen Auszügen neben einander auf. Neben den unzersetzten Tanno- und Anthraglykosiden, die besonders in den Acetonauszug übertreten, fanden sich in den Auszügen, besonders in dem Ätherauszuge, die Spaltungsprodukte der Anthraglykoside. Es sind dies: Chrysophansäure und ihr Methyläther, Rheum-Emodin und Rhein. Abführend wirken nur die Anthraglykoside und ihre Umsetzungs- und Spaltungsprodukte. Die Tannoglykoside und ihre Umsetzungs- und Spaltungsprodukte besitzen keine abführende Wirkung. Sie sind, wie alle gerbstoffartigen Körper, Adstringentien. Ihr Vorkommen erklärt die eigenartige Wirkung des Rhabarber. Die Anthraglykoside sind Zuckeräther der Chrysophansäure, des Emodins und des Rheins, die Tannoglykoside Zuckeräther eines Gerbstoffes. Bei der Hydrolyse der letzteren tritt neben Gallussäure und Zimtsäure — offenbar sekundären Spaltungsprodukten des Rheumrothes — ein gärungsfähiger, linksdrehender Zucker und ein Gerbstoff auf, den die Verfasser Rheumroth genannt haben. Die Hydrolyse der Anthraglykoside liefert neben Oxymethylanthrachinonen rechtsdrehenden Zucker.

Während sich, wie erwähnt, die freien Oxymethylanthrachinone vorwiegend im Ätherauszuge, in den nur geringe Mengen primäre Glykoside übertreten, finden, sind die Anthra- und Tannoglykoside im Acetonauszuge zu finden (dieser zeigt dementsprechend die Wirkung des Rhabarber in der ausgesprochensten Form). In den Benzolalkoholauszug treten vorwiegend noch weitere Mengen der Tannoglykoside, sowie deren Umwandlungsprodukte neben sehr geringen Mengen von Anthraglykosiden über. Der wässerige Auszug enthält viel Zucker, nur noch Spuren der Anthraglykoside und etwas mehr Tannoglykosid. Der ammoniakalische Auszug enthält viel Rheonigrin, welches in nahen Beziehungen zu den Anthraglykosiden steht und wohl als ein Polymerisationsprodukt betrachtet werden kann. Andere Körper als die genannten kommen im Rhabarberperkolate nicht vor.

Bemerkenswert erscheint die relativ grosse Menge von Tannoglykosiden und ihren Umsetzungsprodukten, die während der ganzen Arbeit auffiel, und es kann daher die Wirkung des Rhabarber keineswegs als ein ausschliessliches Korrelat der Anthraglykoside betrachtet werden. Die Wirkung der Anthraglykoside wird vielmehr wesentlich modifiziert durch jene Tannoglykoside. Rhabarber ist ja auch bekanntlich kein reines Abführmittel, sondern auch ein Stomachicum und wirkt bei längerem Gebrauch, wenn der Darm gegen die Wirkung der Anthraglykoside abgestumpft ist, sogar stopfend.

Nach den soeben kurz skizzierten Befunden sind wir nun auch in der Lage, zu sagen, was unter den verschiedenen „Rhabarberstoffen" der Literatur zu verstehen ist. Awengs Doppelglykosid ist im wesentlichen identisch mit dem erwähnten Tannoglykosid. Doch enthält dasselbe Anthraglykosid. Die Frangulasäure Awengs ist ein sekundäres Umwandlungsprodukt des Tannoglykosides, ist aber auch mit wechselnden Mengen Anthraglykosid verunreinigt. Kublys Rheumgerbsäure und Hunkels Tannoid sind identisch mit dem Tannoglykosid, aber weniger rein. Die Rheumsäure Kublys und Hunkels ist das erwähnte Rheumrot, also eines der hydrolytischen Spaltungsprodukte des Tannoglykosides.

Digitized by Google

Schlossberger und Döppings Aporetin und Phaeoretin sind un reines, schwer löslich gewordenes Tannoglykosid. Das Erythroretin ist ei Gemenge von Chrysophansäure, Emodin und Rheïn. (Garot's Erythrose is Chrysaminsäure.) Das Rheïn liefert nur ein Diacetylderivat, ist also als Tetraoxy methylanthrachinon nicht anzusprechen. Ihm kommt die Formel $C_{15}H_8O_6$ z (nicht $C_{15}H_{10}O_6$ Hesse), was auf einen Methylenäther eines Tetraoxyanthrachi nons stimmen würde. Die Cathartinsäure von Dragendorff, Greenish un Elborne ist ein mit Anthraglykosiden verunreinigtes Tannoglykosid, das auch mit stickstoffhaltigen Substanzen (Eiweisskörpern?) vermengt ist. Zu de Anthraglykosiden gehört auch Gilsons Chrysophan. Die sog. sekundäre Glykoside Awengs sind sekundäre, meist schwer lösliche Umwandlungs produkte der primären Tanno- und wohl auch der Anthraglykoside (jedenfall der ersteren). Die Nigrine sind wahrscheinlich Polymerisationsprodukte. Si entstehen aus den Anthraglykosiden bezw. deren Spaltungsprodukten.

182. **Tschirch, A.** und **Koch, M.** Über das Harz von *Dammara orien talis*. (Manila-Kopal). (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 202.)

Nach den Untersuchungen von Wiesner ist die alte Angabe der Ab stammung des Manila-Kopals von *Vateria indica*, einer Dipterocarpee, hinfällig die Droge stammt vielmehr von einer Konifere. Die Grösse der natürliche Stücke des Manila-Kopals variiert sehr; nach Andes kommen im Handel hi und wieder Stücke vor, welche ein Gewicht von 40 kg erreichen. Die Obe fläche der Manila-Kopale ist im Vergleich zur Innenseite matt. Eine eigent liche Verwitterungskruste, wie sie sich an den gegrabenen ost- und westafrika nischen Kopalen und auch an dem Kowrie-Kopal findet, kommt beim Manila Kopal nicht vor. Der Bruch ist muschelig, die frische Bruchfläche fettglänzend Die Härte ist bei den verschiedenen Sorten dieselbe, nahezu übereinstimmen mit der Härte des Steinsalzes, sie sind nur eine Spur weicher, als jenes. De Geruch des Manila-Kopals ist auffallend und tritt besonders scharf hervo wenn man das Harz auf der Handfläche reibt. Der Geruch ist angenehm balsamisch, an den Geruch der gewöhnlichen Koniferenharze erinnernd, abe viel angenehmer. Geschmack aromatisch; beim Kauen haftet das Harz an de Zähnen.

Der Manila-Kopal repräsentiert die gewöhnlichste Sorte von Kopale welche sich gegenüber den gleichfalls massenhaft in den Handel gebrachte harten westafrikanischen Kopalen durch grosse Billigkeit auszeichnet.

Die Verff. hatten zwei Sorten Manila-Kopal in Händen: 1. Manila Kopal spritlöslich, weich (matt), 2. Manila-Kopal hart (glänzend Der Kopal 1 besteht aus freien Harzsäuren (eine kristallisierende Mancopalin säure $C_8H_{12}O_2$ und eine amorphe Mancopalensäure $C_8H_{14}O_2$ sowie 2 amorph Säuren, die α- und β-Mancopalolsäure $C_{10}H_{18}O_2$), einem Resen (Mancopalorese $C_{20}H_{32}O$), ätherischem Öl, Wasser, Spuren Bitterstoff und verunreinigende Substanzen. Der Kopal 2 besteht ebenfalls aus freien Harzsäuren (α- un β-Mancopalsäure) einem Resen der Formel $C_{20}H_{32}O$, ätherischem Öl, Wasse Spuren Bitterstoff und verunreinigenden Substanzen.

Die beiden untersuchten Manila-Kopale sind zwar nicht ganz identisch wohl aber so nahe mit einander verwandt, dass ihre Herkunft von einer un derselben Pflanze wahrscheinlich ist.

188. **Tschirch, A.** und **Koch, M.** Über die Siebenbürgische Resin Pini (von *Picea vulgaris*). (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 272.)

Die Verff. erhielten das Harz von einer Firma aus Kronstadt in Sieben

Digitized by Google

bürgen. Näheres über die Gewinnung zu erfahren, gelang nicht, doch ist es jedenfalls ein pathologisches Koniferenharz. Das zur Untersuchung gelangte Produkt stellte ein unsauberes Gemenge von Harz, Nadeln, Holz und Rindenstückchen dar und besass einen aromatischen Geruch. Es war leicht löslich in Äther und hinterliess dabei die verunreinigenden Substanzen, die 20 % des Rohproduktes bildeten. Das Harz bestand aus freien Harzsäuren, von denen die eine kristallinisch, die andere amorph ist, einem Resen, einem ätherischen Öl und Spuren von Bitterstoff, Farbstoff und verunreinigenden Substanzen.

Die anatomische Untersuchung der dem Harze anhaftenden Nadeln zeigte deren Zugehörigkeit zu *Picea vulgaris* Lk. Sie zeigten den für *Picea* charakteristischen rhombischen Querschnitt. Harzkanäle waren an den Längsseiten, meist je einer rechts und links vom Nervenbündel unmittelbar unter der Epidermis wahrzunehmen, bisweilen auch nur einer. Die Länge der Nadeln betrug ca. 11 mm, die Breite in der einen Richtung im Durchschnitt 0,2 mm, in der anderen Richtung im Durchschnitt 0,5 mm. Bei *Picea vulgaris* aus dem botanischen Garten in Bern wurde beobachtet Länge 8—12 mm, Breite in der einen Richtung im Durchmesser 0,5 mm, in der anderen Richtung 0,2 mm.

Auch an den Rindenresten liess sich die Zugehörigkeit zu *Picea vulgaris* feststellen. An der Peripherie war Borkenbildung zu beobachten. Die Korkplatten sind bisweilen schichtenweise sklerotisiert. In der primären Rinde finden sich einzelne oder zu Gruppen vereinigte Sklereïden, die bisweilen fast die Gestalt von Astrosklereïden annahmen. Neben diesen Sklereïden finden sich vereinzelte Kristallzellen, welche in eine braune Masse eingebettet eine oder mehrere wohl ausgebildete Oxalatkristalle führen. Ferner trifft man darin ziemlich grosse schizogene Sekretgänge. In der sekundären Rinde fehlen die Harzgänge, die Siebröhren bilden breite Bänder. Auch in der sekundären Rinde finden sich Inseln von Sklereïden. Vergleicht man diesen Bau mit dem Bau von *Picea vulgaris* abgelöster Rindenstücke, so zeigt sich eine bis in die Einzelheiten gehende Übereinstimmung, sobald man gleich dicke Rinden zum Vergleiche heranzieht. Der einzige Unterschied, welcher sich bemerkbar macht, ist der, dass die Sklereïden der aus dem Harze ausgelesenen Rindenstücke etwas mehr den Charakter von Astrosklereïden besitzen. Trotzdem dürfte es keinem Zweifel unterliegen, dass sowohl die Nadeln wie die ausgelesenen Rindenstücke von *Picea vulgaris* stammen, vielleicht von einer Varietät dieser Pflanze.

Somit konnte man denn, auf zahlreichen analogen Fällen fussend, und von der jedenfalls berechtigten Auffassung ausgehend, dass die beigemengten Pflanzenreste zu dem Baume gehören, welcher das Harz lieferte, schliessen, dass das Harz in der Tat von *Picea vulgaris* oder einer Varietät dieser Pflanze gesammelt wurde.

184. **Tschirch, A.** und **Koritschoner, F.** Über das russische weisse Pech (Belji var.). (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 584.)

Die Stammpflanze ist wahrscheinlich keine *Pinus*-Art, sondern vielleicht die sibirische Edeltanne *Abies Pichta* (*Abies sibirica*) oder die sibirische Fichte *Picea obovata* Ledeb. Das Harz kommt in Rindenstücke gegossen in den Handel, es ist dunkelbraun und besitzt schwach aromatischen Geruch. Die Analyse ergab als Bestandteile:

I. Freie Harzsäuren, nämlich 1. kristallisierende Beljiabietinsäure $C_{20}H_{30}O_2$, durch Ausschüttelung mit Ammoniumkarbonat erhalten und 2. α- und β-Beljiabietinolsäure, durch Natriumkarbonat ausgeschüttelt.

Digitized by Google

II. Resen (Beljiresen) der Formel $C_{21}H_{36}O$.
III. Ätherisches Öl.
IV. Spuren Bitterstoff, Farbstoff, Wasser und Verunreinigungen.

In einer späteren Mitteilung (Archiv d. Pharmacie, 1902, S. 708) tei Tschirch mit, dass die Stammpflanze tatsächlich *Abies sibirica* Ledeb. ist.

185. **Tschirch, A.** und **Koritschoner, Fr.** Über das Harz von *Pin palustris* Müll. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 568.)

Das Rohprodukt stammte von der amerikanischen *Pinus palustris*, d dort hauptsächlich zur Gewinnung von Terpentinprodukten, besonders Kol phonium benutzt wird. Es ist eine honigdicke, farblose bis strohgelbe Mas Die beste Sorte erhält man während des ersten Bearbeitungsjahres, nämli das „virgin dip" oder „soft white gum". Das Produkt der folgenden Jah „Yellow dip" ist bedeutend dunkeler, zäher und ärmer an ätherischem Öl. D Analyse ergab folgende Bestandteile:

I. Freie Harzsäuren. 1. Durch Ausschütteln mit Ammoniumkarbonat erhä man die Palabieninsäure $C_{13}H_{20}O_2$. 2. Durch Ausschütteln mit Natriu karbonat erhält man a) Palabietinsäure $C_{20}H_{30}O_2$ (Kristalle), b) α- u β-Palabietinolsäure $C_{16}H_{24}O_2$. Beide amorph.
II. Resen.
III. Ätherisches Öl.
IV. Bitterstoff, verunreinigende Substanzen und Wasser.

186. **Tschirch, A.** und **Shirasawa, H.** Über die Bildung des Kamphe im Kampferbaume. (Schweizerische Wochenschrift für Pharmacie, 19 No. 26.)

Das Kampher ist das Umwandelungsprodukt eines ätherischen Öls, welch in Ölzellen gebildet wird. Diese Ölzellen finden sich in allen Teilen d Baumes und entstehen schon frühzeitig. Die ersten Anlagen lassen sich sch unmittelbar unter dem Vegetationspunkte nachweisen. In diesen ersten Anlag der Ölzellen findet sich aber kein ätherisches Öl. Zunächst ist die Zelle v körnig-schaumigen Massen erfüllt. Dann entsteht eine der primären Membr aufgelagerte Schleimmembran und diese verschmilzt in ihren innersten Teil zu einer resinogenen Schicht. In dieser entsteht erst das Sekret, das ätherisc Öl. Dasselbe besitzt eine gelbe Farbe und behält dieselbe lange. Später, u zwar oft erst jahrelang nach der Entstehung des Sekrets, wird das gelbe farblos und ist nunmehr viel leichter flüchtig, als in dem vorigen Stadium. hat aber jetzt die Fähigkeit zu kristallisieren erhalten, und so findet m denn in den Zellen oft unregelmässige, helle Kristallmassen, welche aus Laurine kampher bestehen.

Das leicht flüchtige, farblose Öl durchdringt offenbar den ganzen Ho körper und sein Dampf gelangt daher auch in dessen Spalten und Höhl Hier sind nun die Bedingungen für die Kristallisation besonders günstig, u so findet man denn in den Spalten des Holzkörpers vornehmlich Kampher scheidungen. Dieselben sind aber, wie gesagt, nicht an dieser Stelle gebild Sie finden sich nicht an primärer, sondern an sekundärer Lagerstätte. I Kampherbildung findet sich nur in den Ölzellen. Die Zahl der Ölzellen von klimatischen und Standortsverhältnissen abhängig und damit natürl auch der Reichtum der Bäume an Kampher.

187. **Vogl, von.** Über die Zweckmässigkeit der mikroskopisch Charakterisierung der Drogen. (Pharmaceutische Post, 1902, No. 16.)

Die mikroskopische Charakterisierung ist vor allem notwendig, weil

Digitized by Google

entbehrlich, bei allen Arzneikörpern, welche nur auf dem Wege der mikroskopischen Untersuchung sicher erkannt und auf ihre Reinheit resp. Qualität geprüft werden können, also bei allen im zerkleinerten, fein verteilten Zustande, speziell in Pulverform vorliegenden, mag es sich um von Haus aus in dieser Form vorkommende Arzneidrogen (Amylum, Lycopodium, Kamala u. s. w.) oder um organisierte vegetabilische Drogen, welche erst künstlich in diese Form gebracht wurden, handeln. Sodann gibt es zahlreiche Arzneidrogen, welche in ihrer ursprünglichen Form nach ihren äusseren Merkmalen nicht sicher erkannt werden können, bei welchen erst die aus ihrer Struktur, aus ihrem mit Hilfe des Mikroskopes erschlossenen Baue sich ergebenden Merkmale zur sicheren Diagnose führen, wie namentlich Rinden, Hölzer, Wurzeln u. dergl.

Ausserdem wird die mikroskopische Charakteristik wichtig als Ergänzung, zur Stütze und Sicherung der morphologischen, bei gewissen besonders wichtigen Drogen, welche zwar, wie manche Blätter, Früchte, Samen u. s. w., wenn sie in ihrer ursprünglichen Form (in toto) vorliegen, durch morphologische Merkmale erkannt werden können, welche jedoch nicht selten Verwechslungen, Substitutionen oder Verfälschungen unterworfen sind, wobei dann häufig erst die mikroskopische Untersuchung volle Sicherheit in Bezug auf Feststellung der Identität gewährt.

Dagegen möchte Verf. die mikroskopische Charakteristik für entbehrlich halten bei in toto vorliegenden, gewöhnlich in diesem, oder höchstens in grob zerkleinertem Zustande zur Verwendung kommenden, morphologisch leicht erkennbaren Vegetabilien, welche meist als allgemeiner bekannte harmlose Volksheilmittel im Handverkaufe abgegeben werden. Er denkt an Herba Capilli Veneris, Meliloti, Millefolii, Herniariae, Galeopsidis, Origani, Serpylli, Violae tricoloris, Folia Farfarae, Malvae, Juglandis, Taraxaci, Rosmarini, Melissae, Menthae crispae, Flores Sambuci, Tiliae, Chamomillae, Lavandulae, Rosae, Verbasci, Rhoeados, Fructus Juniperi, Coriandri, Semen Cydoniae u. dergl.

Die zur mikroskopischen Charakteristik herangezogenen Merkmale, dem anatomischen Baue der Droge im ganzen (am Querschnitte, event. auch an Längenschnitten), den Geweben und Gewebselementen, dem Zellinhalte und der Zellmembran entlehnt, wobei nicht selten mikrochemische Reaktionen besonders wertvoll sind, müssen so gewählt sein, dass in kurzer, präziser Fassung nur die wichtigsten, vor allem die besonders für die Droge bezeichnenden, charakteristischen, namentlich die ihr eigentümlichen, sie von anderen, insbesondere nahestehenden, verwandten Drogen unterscheidenden angeführt und hervorgehoben werden, während alle anatomischen oder histologischen Details, die sich bei anderen Drogen wiederholen, unberücksichtigt bleiben. In eine förmliche Beschreibung darf die mikroskopische Charakteristik nicht ausarten, eine solche gehört in die Pharmakognosie, nicht in die Pharmakopöe.

188. **Wahlbaum, H.** und **Hüthig, O.** Über Ceylon-Zimt. (Journal für praktische Chemie, 1902, No. 18. Durch Pharm. Ztg.)

Das unter dem Namen Ceylon-Zimtöl bekannte Produkt ist bekanntlich ein wichtiger Bedarfsgegenstand, für dessen Beurteilung indessen nicht wie bei dem verwandten Cassiaöl lediglich der Gehalt an Zimtaldehyd massgebend ist. Denn, obwohl meist nicht mehr als 70—75 % Zimtaldehyd enthaltend, wird es im Handel doch höher als Cassiaöl von gleichem und grösserem Aldehydgehalt und selbst als reiner Zimtaldehyd bewertet, eine Tatsache, von welcher das D. A. B. IV leider keine Notiz genommen hat. Von den übrigen Bestandteilen des Öls, die für das Aroma desselben von Bedeutung

Digitized by Google

sind und sich bei der Destillation desselben grösstenteils im Vorlauf ansammel sind bisher nur Phellandren und Eugenol bekannt geworden. Nunmehr ste fest, dass das Öl auch noch folgende Bestandteile enthält: Methylamylketo Pinen, Cymol, Benzaldehyd, Linalool, Caryophyllen, Cuminaldehyd und wah scheinlich auch Nonylaldehyd.

189. **Wall, Charles H. la.** Verfälschte *Asa foetida*. (Amer. Journ. Pharm., 1902, S. 895. Durch Apothekerzeitung.)

Manche Zollbehörden der Vereinigten Staaten von Nord-Amerika schliesse *Asa foetida*, welche weniger als 50 % in Wasser löslicher Bestandteile enthäl von der Einfuhr aus. Der Verf. hat nun in Übereinstimmung mit viel anderen nachgewiesen, dass gegenwärtig alle auf dem amerikanischen Mark befindliche *Asa foetida* weit weniger alkohollösliche Bestandteile enthält, a 50 %. Von 46 Proben, welche von der Zollbehörde in Philadelphia beanstand waren, betrug der Durchschnitt 38 %. Die Ware hatte ein ausgezeichnet Aussehen und hätte danach als Prima-Qualität bezeichnet werden müssen. anderen Fällen wurde bei einer Sendung von sehr gutem Aussehen nur e Durchschnittsgehalt von 80 % alkohollöslicher Bestandteile festgestellt. N in einem Falle kam dem Verf. eine geringe Menge einer Sendung zu Gesicl die über 50 % lösliche Bestandteile an Alkohol abgab; dieselbe war üb 12 Jahre alt und hatte ein sehr schlechtes Aussehen. Gegenwärtig werd Erhebungen angestellt über den Gehalt an alkohollöslichen Bestandteilen all in Amerika vorhandenen *Asa foetida*.

190. **Wallis, Edw.** Über den anatomischen Bau von *Capsicum min mum*. (Pharmaceutical Journal. Durch Pharmaceutische Zeitung. XLVI 1902, No. 15.)

Die unter dem Namen „Chillies" in England auf den Märkten feilg botenen Früchte von *Capsicum minimum* sind schon seit dem Jahre 1851 den englischen Pharmakopöen offizinell. Trotz dieses Umstandes und trotzde das vielgebrauchte Pulver dieser Capsicumspecies vielfach Verfälschung unterworfen wurde, sind histologische Untersuchungen in England noch g nicht, auf dem Kontinent von Hanausek, Vogl, Tschirch und anderen n vergleichsweise mit *Capsicum annuum* veröffentlicht worden. Letzteres erklä sich nun dadurch, dass bei uns nur *Capsicum annuum* verwendet wird und da man den sogenannten „englischen Pfeffer" nur selten in Drogenhandlung antrifft. Es würde zu weit führen, die durch zahlreiche, recht schöne Zeic nungen erläuterten mikroskopischen Details wiederzugeben, doch dürfte d Vergleich zwischen dem Pulver von *Capsicum annuum* und dem von *Capsicu minimum* interessieren, wobei folgende Hauptunterschiede hervorzuheben sin

Die äussere Epidermis des Perikarps von *Capsicum minimum* wird gebild von dickwandigen, nur wenig getüpfelten Zellen, die häufig in kleinen Grupp von 5—7 in einer Reihe angeordnet sind und deren Wandungen in der Ve dickung vier deutliche Linien erkennen lassen. Die Epidermis von *Capsicu annuum* dagegen zeigt rundliche, stark verdickte Zellen mit zahlreichen Tüpfel Auch ist die Gruppierung in einer Reihe, wie oben, nicht zu beobachte Ferner findet sich noch eine Differenzierung in dem unter der äusseren Ep dermis liegenden Zellgewebe, das bei *Capsicum minimum* von dünnwandig Parenchymzellen gebildet ist, während bei *Capsicum annuum* ein deutlich colle chymatisches Gewebe und eine verkorkte Hypodermis vorhanden sind. Schlies lich warnt Verf. noch vor den ebenfalls in grosser Menge im Handel befin

Digitized by Google

lichen japanischen „chillies" und gibt denen von Zanzibar entschieden den Vorzug.

191. **Wallis, Edw.** Über japanische Chillies (Cayennepfeffer). (Pharmaceutical Journal, 5. July, 1902, p. 4. Durch Pharmaceutische Zeitung.)

Verf. ging vor allem von der Absicht aus, geeignete Merkmale zu finden, die es ermöglichen sollten, nicht offizinelle Arten von *Capsicum* auch in Pulverform, sei es als Substitution oder Beimischung zur offizinellen Ware nachweisen zu können. In Betracht kam hierbei in erster Linie spanischer Pfeffer japanischen Ursprungs, der in grossen Quantitäten sich im Handel befindet. Als Resultat der Bearbeitung zeigte sich nun, dass die Chillies von *Capsicum minimum* recht verschieden sind und viel mehr Ähnlichkeit mit *Capsicum annuum* haben. Daher kommt es auch, dass die Früchte japanischen Ursprungs trotz der oberflächlichen äusseren Ähnlichkeit mit den Früchten von *Capsicum minimum* doch im einzelnen genauer betrachtet deutliche Unterschiede zeigen. Gewöhnlich ohne Stiel sind sie plumper, ca. 15—25 mm lang und 5—7 mm im Durchmesser an der breitesten Stelle. Sie haben eine viel hellere rote Farbe, als die offizinelle Ware.

Jede Schote enthält 10—25 unreife, hellgelbe, flache Samen, welche im Durchmesser erheblich schmäler sind, als die Samen von *Capsicum minimum*. Wenn nun auch der anatomische Bau der japanischen Chillies im wesentlichen derselbe ist, wie der der offizinellen Droge, so bestehen doch besonders im Bau des Perikarps gewisse Verschiedenheiten, die es ermöglichen, die beiden mikroskopisch von einander unterscheiden zu können.

Ohne hier auf die Einzelheiten der mikroskopischen Beschreibung einzugehen, sei nur noch eine kurze Zusammenstellung wiedergegeben, die schnell die Hauptunterschiede von *C. minimum*, *C. annuum* und japanischen Chillies erkennen lässt.

C. minimum. Epidermis: Dicke und geradwandige Zellen mit wenig Tüpfeln, oft in Gruppen von 5—7 in einer Reihe und mit gleichmässig gestreifter Cuticula. Grösse der Zellen 25—60 μ in jeder Richtung. Hypodermis: Zarte, dünnwandige Zellen.

C. annuum. Epidermis: Unregelmässige, polygonale Zellen mit gleichfalls verdickten Wänden und mit zahlreichen, deutlichen Tüpfeln. Cuticula mit gestreiften Partien versehen. Grösse der Zellen 60—100 μ lang und 25—50 μ breit. Hypodermis: Mehrere Lagen von cuticularisierten, collenchymatischen Zellen mit einer abgerundeten Oberhaut und sehr wenig Tüpfeln.

Japanische Chillies. Epidermis: Die Zellen besitzen stark verdickte Wandungen und ein strahliges Lumen. Die Tüpfel durchdringen nur selten die ganze Dicke der Wand. Keine deutlichen Streifungen vorhanden. Grösse der Zellen 80 bis 80 μ lang und 15—45 μ breit. Hypodermis: Eine einfache Lage von regelmässig polygonalen Zellen mit cuticularisierten, deutlich verdickten Wandungen und mit zahlreichen Tüpfeln, so dass das ganze ein perlschnurartiges Aussehen hat.

192. **Warburg.** Nutz- und Medizinalpflanzen aus dem Nordbezirk von Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, 1902, S. 588.)

Die Pflanzen wurden von Hegi bestimmt und von Mannich untersucht. Es sind folgende:

Copaifera mopane Kirk (Legum.). Aus den Früchten dieses Baumes bereiten die Eingeborenen durch Stampfen eine Salbe; das Öl aus den Blättern und Ästen wird von den armen Damaras gegessen, auch zum Verkitten der

Digitized by Google

Töpfe gebraucht. Die Samen sind sehr harzreich, ihr Geruch erinnert an Terpentin, etwas an Kampfer. Bei der Extraktion mit Äther wurden 18,7 % eines braunen, klaren, dickflüssigen Balsams erhalten, der schwerer als Wasser ist und sich durch Destillation mit Wasserdämpfen in ein flüchtiges, farbloses Öl und in zurückbleibende braune Harze zerlegen lässt. Der Balsam steht anscheinend dem Lärchenterpentin sehr nahe. Die braunen Wurzeln der Pflanze enthalten ein Harz, das dem in den Früchten gefundenen sehr ähnlich ist; flüchtiges Öl fehlt. Der wässerige Auszug reagiert sauer und enthält eine geringe Menge Gerbstoff; letzterer scheint glykosidischer Natur zu sein. Alkaloide konnten nicht nachgewiesen werden.

Withania somnifera (L.) Dun. (Solan.). Die Früchte des Baumes werden von den Eingeborenen gegessen. Die gerösteten Wurzeln sollen ein Schutzmittel gegen Schlangen, Skorpione etc. sein. Die Kaffern kauen die Wurzel als Mittel gegen Durchfall. Von den Buschleuten wird die geröstete und gepulverte Wurzel bei Kopf-, Glieder- und Leibschmerzen auf die schmerzenden Stellen gelegt. Die Wurzel enthält kleine Mengen eines wasserlöslichen Alkaloides, das mit keinem z. Z. therapeutisch verwendeten Alkaloide identisch ist; daneben ist wenig Gerbstoff vorhanden.

Peucedanum araliaceum Benth. var. *fraxinifolium* Hiern (Umbellif.). Die gestampften Wurzeln werden, in Wasser verteilt, gegen Fieber angewandt. Es liessen sich weder ein Alkaloid noch Gerbstoffe in der Wurzel nachweisen, dagegen waren kleine Mengen von Kohlenhydraten im wässerigen Auszuge enthalten.

Elephantorrhiza Burchelli Benth. (Legumin.). Die Wurzeln werden gegen Durchfall und zum Gerben verwendet. Der saure wässerige Auszug ist rotbraun und färbt sich mit Eisenchlorid violett. Der Gerbstoff befindet sich hauptsächlich in der Wurzelrinde, doch ist auch das Holz nicht frei davon. Die Wurzel könnte ev. an Stelle der Ratanhiawurzel arzneiliche Anwendung finden.

Daemia extensa R. Br. var. *angolensis* Dcne. (Asclepiad.). Die Wurzel schmeckt stark und anhaltend bitter, die Stengel sind fast geschmacklos. Der wässerige Auszug reagiert schwach sauer und gibt mit Gerbsäure starke Fällung. Die Wurzel enthält weder ein Alkaloid noch Gerbstoffe, dagegen ein durch Säuren leicht spaltbares Glykosid. Es lässt sich aus dem stark chlorophyllhaltigen alkoholischen Extrakt der Wurzel durch Wasser ausziehen und bildet nach der Reinigung eine weisse amorphe Masse. Die Wurzel wird gegen Schwarzwasserfieber und Geschlechtsleiden benutzt.

Crotalaria Pechueliana Schinz (Legumin.). Mit den Wurzeln dieser Pflanze wird das Rindvieh gegen Blutseuche geimpft. Die geschmacklosen Stengel scheinen keine wertvollen Bestandteile zu enthalten. Dagegen gibt der gelb gefärbte Auszug der Wurzel mit den Alkaloidreagenzien deutliche Fällungen. Die Isolierung des Alkaloides, das mit keinem der zur Zeit therapeutisch verwerteten identisch ist, bietet beträchtliche Schwierigkeiten, da es durch Alkalien nicht gefällt wird, sich auch nicht mit Äther ausschütteln lässt. Die Darstellung des pikrinsaueren Salzes gelang nicht. Gerbstoff ist nicht vorhanden, dagegen scheint die Wurzel kleine Mengen glykosidartiger Körper zu enthalten.

Gangeile. Cissus spec. (sect. Cayratia Planch.) (Vitacee). Die Abkochung der Wurzeln der Schlingpflanze wird gegen Fieber gebraucht. Die braune, etwas faserige Wurzel besitzt einen schwach zusammenziehenden Geschmack.

Digitized by Google

Ein Alkaloid liess sich darin nicht finden, vorhanden sind kleine Mengen von Gerbstoffen.

Rhynchosia caribaea (Jacq.) DC. (Legumin.). Die Wurzel wird als Pulver oder, in Wasser verteilt, als Trank bei Geschlechtskrankheiten benutzt. Sie gibt mit heissem Wasser einen rotbraunen, schwach sauer reagierenden Auszug von zusammenziehendem Geschmacke. Alkaloide fehlen, Gerbstoffe sind vorhanden.

Asparagus africanus Lam. (Liliacee). Die Wurzel wird in Wasser gekocht und dieses bei Leibschmerzen getrunken. Die stellenweise knollig verdickten und mit einer dicken Korkschicht versehenen Wurzeln enthalten im Innern noch reichlich Saft. An Bestandteilen wurden gefunden: wenig fettes Öl, reichlich Schleim und reduzierender Zucker, Spuren eines Alkaloides oder Halbalkaloides. Ausserdem führt die Wurzel etwas roten Farbstoff.

198. **Weevers, Th.** Untersuchungen über Glykoside in Verbindung mit dem Stoffwechsel der Pflanze. (Pharmaceutisch Weekblad, 1902, No. 48. Durch Apothekerzeitung.)

Verf. hat sich die Aufgabe gestellt, zu untersuchen, ob die Glykosidmenge zur Zeit der Entwickelung konstant bleibt, und, wenn dies nicht der Fall ist, welche Ursachen der Veränderung zugrunde liegen. Als Untersuchungsobjekte dienten in erster Linie *Salix*-Arten mit ihrem grossen Salicingehalte, besonders *Salix purpurea*, und zwar die Zweige, Blätter, Knospen und Kätzchen.

Zunächst zeigte sich, dass der Gehalt an Salicin beim Trocknen um etwa 25 % zurückging. Der grösste Verbrauch an Salicin fand zu der Zeit statt, wenn die Knospen sich zu entfalten begannen. Das Glykosid spaltet sich nach Ansicht des Verf. unter Einwirkung einer Zymase in Glykose und Katechol mit Saligenin als Zwischenstadium. Hierdurch wurde die Hypothese Pfeffers gestützt: „Vielleicht dienen die esterartigen Verbindungen der Kohlenhydrate mit Phenolkörpern zur Herstellung von schwer diosmierenden Verbindungen, bei deren Spaltung im allgemeinen der Phenolkörper in der Zelle intakt verbleibt, um fernerhin wieder zur Bindung von Zucker benutzt zu werden". In jeder Zelle wird das Salicin gespalten, die Glykose wird in die grünen Pfanzenteile geführt, das Katechol bleibt in der Zelle und bindet stets neue Glykose zu Salicin. Glykose ist also als Transportstoff, Salicin als transitorischer Reservestoff zu betrachten.

Obige Annahme wurde dadurch bestätigt, dass in 100 jungen Zweigen von 85 mm 21 mg Salicin und 2 mg Katechin, dagegen in 100 jungen Zweigen von 18 mm 28 mg Salicin und nur Spuren von Katechin gefunden wurden.

Bei der Untersuchung von *Aesculus Hippocastanum* zeigte es sich, dass nach Inversion der Glykoside sich die Glykose erheblich vermehrte. Bei *Gaultheria procumbens*, welche das Glykosid Gaultherin (Spaltungsprodukt Methylsalicylat) enthält, nahm dasselbe während der Entwickelung der Blätter sowohl prozentisch als absolut zu, später prozentisch ab. In den vorjährigen Blättern war der Gehalt andauernd steigernd.

Bei *Fagus silvatica* kommt Methylsalicylat spurenweise in den Knospen kurz vor dem Aufbrechen vor, während des Aufbrechens auch in jungen Blättern und Sprossen und in vorjährigen Zweigen. Sobald die Blätter entfaltet sind, ist es vollständig entschwunden. Die Rolle, welche das Gaultherin zu spielen hat, ist noch nicht aufgeklärt.

194. **Weigel, G.** Beiträge zur Prüfung der Jalapenknollen auf ihren Harzgehalt. (Pharmaceutische Centralhalle, 1902, S. 103.)

Digitized by Google

195. **Weigel, G.** Über Aloë, insbesondere leberfarbige Kap-Aloë (Uganda-Aloë). (Pharmaceutische Centralhalle, XLIII, 1902, No. 35.)

Seit etwa einem Jahre befindet sich ausser der offizinellen Kap-Aloë eine andere afrikanische, bezw. Kap-Aloësorte unter dem Namen „Uganda-Aloë" im Handel, welche neuerdings mehr und mehr in Aufnahme zu kommen scheint. Die Ware ist wahrscheinlich mit der von Tschirch beschriebenen Crown-Aloë identisch.

Das vom Verf. untersuchte Muster brach leicht in grossmuschelige Stücke, besass einen durchdringenden Aloëgeruch, gelbbraune Farbe sowie undurchsichtiges, glasartiges Aussehen. Durch letztere Eigenschaft unterscheidet sich die Sorte schon wesentlich von anderen *Aloë hepatica*-Sorten, z. B. von der Curaçao-Aloë, welche eine dunkelbraune Farbe und mehr mattes Aussehen hat. Die Analysen gaben mit Bezug auf Gehalt an wasserlöslichem Extrakt, Asche und Feuchtigkeit folgende Resultate:

	Wasserlösl. Extrakt	Asche	Feuchtigkeit bei 100° C.
1. Kap-Aloë, leberfarbig (Uganda-Aloë)	43,48	0,72	8,74
2. Kap-Aloë (offizinell)	66,80	0,90	9,30
3. Curaçao-Aloë (kapartig, d. h. durchsichtig)	72,44	2,4	7,74
4. Curaçao-Aloë (leberfarbig)	71,26	1,6	9,82

Wie aus den Analysen ersichtlich, ist der Extraktgehalt der untersuchten Uganda-Aloë, wenn auch den Anforderungen des Arzneibuchs, welches etwa 40 % normiert, noch entsprechend, im Vergleich zu den anderen zur Analyse herangezogenen Sorten ein verhältnismässig niedriger zu nennen, obgleich Asche und Feuchtigkeitsgehalt normal sind und auf eine gute Aloësorte schliessen lassen. Da der Extraktgehalt aber zwischen 40 und 70 % schwankt, werden sicherlich weitere Partien dieser Aloë auch mit höherem Extraktgehalte auf den Markt kommen und berechtigt das obige Ergebnis durchaus nicht zu der Annahme, dass vielleicht die leberfarbige Kap-Aloë eine geringere Ausbeute an wasserlöslichem Extrakt liefert und damit weniger wirksame Bestandteile enthält.

In Bezug auf die Salpetersäureprobe zeigte die Uganda-Aloë das gleiche Verhalten, wie die offizinelle Kap-Aloë; beim Aufgiessen einiger Tropfen Salpetersäure auf einen Splitter dieser Aloë entstand eine grünliche Zone, während bei dieser Probe Curaçao- und Barbados-Aloë eine rötliche Zone zeigen. Diese Reaktion beruht bekanntlich auf dem Verhalten der verschiedenen Aloïne zu Salpetersäure. Die karminrote Färbung wird durch das Isobarbaloin, einen Begleiter des Barbaloins (in der Barbudos-Aloë) sowie des mit Barbaloin identischen Curaçaloins (in der Curaçao-Aloë) bedingt. Dieser Körper ist in der afrikanischen Aloë nicht enthalten.

Nach dem Analysenbefund wäre die leberfarbige Kap-Aloë als gleichwertig mit der offizinellen zu betrachten, wenn das Arzneibuch nicht ausdrücklich nur die von der afrikanischen stammende, schwarzbraune, durchsichtige Kap-Aloë zuliesse, welche unter dem Mikroskope keine Kristalle zeigt. Die neue Auflage des Arzneibuchs solle auf diese Verhältnisse Rücksicht nehmen.

Der Verf. schlägt schliesslich vor, noch quantitative Gehaltsbestimmungen von wasserlöslichem Extrakt, Asche und besonders von Feuchtigkeit in das Arzneibuch aufzunehmen und stellt folgende Normen auf: Asche 1—1,5 %, Feuchtigkeit 7—9 %, im Maximum wasserlösliches Extrakt 40—50 % im Minimum.

Digitized by Google

196. **Weil, R.** Die Entsehung des Solanins in den Kartoffeln als Produkt bakterieller Einwirkung. (Archiv für Hygiene. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 2.)

Der Verf. untersuchte grauschwarz verfärbte Stellen von verdorbenen Kartoffeln, die Massenerkrankungen beim Militär hervorgerufen hatten, auf das Vorhandensein von Solaninbildnern. Er konnte eine bekannte und zwölf noch nicht beschriebene Bakterienarten feststellen. Unter den letzteren befanden sich zwei Arten, die in Massenkulturen auf Kartoffelwasser Solanin erzeugten. Demnach scheint es Tatsache zu sein, dass — wie schon Schmiedeberg und Mayer vermuteten — der hohe Solaningehalt der Kartoffeln als ein bakterielles Produkt und nicht als ein Drüsensekret aufzufassen ist.

197. **Welmans, P.** Zur Theobrominbestimmung im Kakao. (Pharmaceutische Zeitung, XLVII, 1902, No. 87.)

198. **Wiesner, J.** Die Rohstoffe des Pflanzenreichs. Versuch einer technischen Rohstofflehre des Pflanzenreichs. (2. Aufl., Leipzig, 1902 [Wilh. Engelmann].)

199. **Winton.** Der anatomische Bau der Früchte von *Cocos nucifera*. (American Journal of Pharmacie. Durch Pharmaceutische Zeitung, XLVII, No. 15.)

Der erste und zweite Teil dieser wichtigen Arbeit bringen morphologische Beschreibungen und Ergebnisse histologischer Untersuchungen, während im dritten Abschnitte besonders interessante Mitteilungen über die Verfälschung von Gewürzen mit pulverisierter Kokosnussschale gemacht werden. In welch grossem Masse in Amerika diese Verfälschungen von gemahlenem Pfeffer, Gewürznelken u. s. w. betrieben werden, zeigt die Angabe, dass in Philadelphia allein gegenwärtig jährlich über 600 t Kokosnussschalen pulverisiert und an die Gewürzhändler verkauft werden.

Als diagnostisches Hilfsmittel bei der Untersuchung diesbezüglicher Verfälschungen dienen besonders die länglich gestreckten Steinzellen, welche einen Hauptbestandteil des Kokosnussschalenpulvers bilden. Charakterisiert sind diese Steinzellen durch ihre getüpfelten, braungelben Zellwände, sowie durch einen dunkelbraunen Inhalt, welcher bei Behandlung mit Kalilauge rötlichbraun wird, wodurch sie sich von den Steinzellen des Pfeffers, der Gewürznelken, Walnuss und Mandelschalen unterscheiden. Aus der äusseren Samenschale finden sich im Pulver ebenfalls charakteristische und zahlreich vorkommende, dickwandige, getüpfelte Zellen. Ferner sind Bastfasern mit verkieseltem Inhalt ebenfalls sehr charakteristisch, aber im Pulver nur in geringer Menge zu finden.

200. **Wittmack.** Unterscheidung von bitteren Mandelkernen und Pfirsichkernen. (D. botan. Monatsschr. Durch Apothekerzeitung, XVII, 1902, No. 2.)

Als Ersatz für bittere Mandeln kommen im Handel sogenannte Pfirsichkerne vor. Es sind dies aber in Wirklichkeit Pflaumenkerne. Ferner kommen als Ersatz auch Aprikosenkerne, und zwar unter ihrem richtigen Namen in den Handel. Die anatomischen Unterschiede erstrecken sich besonders auf die Chalaza, die Nerven und die Steinzellen der Samenhaut. Aber auch durch den Geschmack und Geruch sind Unterschiede bemerkbar, wenn man einen heissen Aufguss der Kerne kostet.

201. **Wolff, A.** Pharmakodynamisch eingestellte *Digitalis-* und *Strophanthus*-Präparate. (Therapie der Gegenwart, 1902, No. 9.)

202. **Yamauchi, T.** Ein Alkaloid aus *Narcissus tazetta* L. (Journal Pharm. Soc. of Japan, 1902, No. 248. Durch Pharmac. Zeitung.)

Digitized by Google

Ein Alkaloid, welches der Verf. aus Blättern, Stamm und Rinde obiger Pflanze isolierte, dürfte nach seinen chemischen und physiologischen Eigenschaften mit dem giftigen Lycorin aus *Lycoris radiata* Herb. identisch sein.

203. **Ziegenbein, H.** Wertbestimmung der *Digitalis*-Blätter. (Archiv der Pharmacie, 1902, S. 454.)

Verf. führt zunächst aus, dass zur Wertbestimmung der *Digitalis*-Blätter die Ermittelung des Glykosids allein nicht ausreicht. Das Pulver der Blätter versagte bisweilen am Krankenbett, obwohl der Digitoxingehalt annähernd der gleiche wie bei frischen Blättern geblieben war. Verf. ist mit Gehe & Co. der Ansicht, dass die Wirksamkeit der Summe aller Stoffe, unter diesen auch den Geruchsprinzipien zukomme. Wahrscheinlich sind noch nicht alle Stoffe bekannt, welche an der Digitaliswirkung beteiligt sind. Arthur Meyer (Marburg) hat aus diesem Grunde systematisch Züchtungsversuche von *Digitalis purpurea* unternommen, während H. Meyer (Marburg) die physiologischen Prüfungen der gewonnenen Drogen ausführte. Die Versuche beider Forscher sind noch nicht abgeschlossen.

Verfasser stellte seine Untersuchungen an Fröschen an, indem er nach Applizierung korrespondierender Dosen von *Digitalis* verschiedener Herkunft und Sammelzeit den Zeitpunkt feststellte, nach dessen Ablauf der systolische Stillstand eintrat.

Es ergab sich, dass die Wirkung der *Digitalis*-Sorten eine sehr verschiedene ist. Standort und Rasse scheinen einen grossen Einfluss auszuüben. Harzer Droge war im allgemeinen wirksamer als Thüringer. Elegierte Ware wirkt stärker als naturelle. Beim Lagern der Ware wird der Wirkungswert stark herabgedrückt. Pulver scheint weniger wirksam zu sein, als Blätter. Der Digitoxingehalt steht in keiner direkten Beziehung zum Giftwert.

204. **Zopf, W.** Über Flechtenstoffe. (Liebigs Annalen. Durch Apothekerzeitung, 1902, S. 808.)

Cetraria cucullata lieferte eine neue, bis jetzt unbekannte Säure, die Protolichesterinsäure $C_{18}H_{32}O_5$. Sie kristallisiert aus Borneol in rhombischen, perlmutterglänzenden Blättchen, die bei 108—104° schmelzen. Durch Behandlung mit Essigsäureanhydrid am Rückflusskühler wird sie in Lichesterinsäure umgewandelt. Auch aus *Cetraria chlorophylla*, *C. complicata* und *C. islandica* konnte Verf. die Protolichesterinsäure isolieren.

Usnea cornuta von Sandsteinfelsen des Teutoburger Waldes, ist die kleinste deutsche *Usnea*-Art. Sie enthält Usninsäure und die von Hesse auch aus verschiedenen anderen *Usnea*-Arten isolierte Usnarsäure. — Auch aus *Parmelia sinuosa*, einer sehr seltenen Laubflechte aus dem Schwarzwalde, die durch einen grünlichgelben, mit schwefelgelblichen Randsoredien und zahlreichen schwarzen Rhizoiden ausgestatteten Thallus ausgezeichnet ist, wurde Usnarsäure erhalten.

Urecolaria scruposa, sollte nach den ältern Untersuchungen von Weigelt Patellarsäure enthalten, was später von anderen Forschern bestritten wurde. Zopf konnte jedoch die Angabe von Weigelt bestätigen. Die Patellarsäure kristallisiert in flachen Täfelchen, die zu Rosetten zusammengesetzt sind, schmilzt bei 165° und wird durch Chlorkalklösung blutrot, durch Barytwasser intensiv blau gefärbt. Die Zusammensetzung konnte wegen Mangels an Material nicht ermittelt werden.

Digitized by Google

VII. Algen (excl. der Bacillariaceen).

Referent: **M. Möbius.**

Autorenverzeichnis:

Andersson 47.*)
Apstein 82, 88.
Artari 25, 172.
Arzichowsky 226.

Baccarini 231.
Barton 132.
Batters 84.
Beccari 109.
Beck 189.
Belet 17.
Bennett 142.
Bessey 177.
Blackmann 132, 145, 192, 195.
Boergesen 90.
Bohlin 111, 188.
Bokorny 27.
Bornet 8b.
Bouilhac 28.
Brand 154, 155, 156, 158.
Brandt 36.
Brehm 64.
Bruyant 59.
Bütschli 218.
Bullock-Webster 148.

Car 55.
Carlson 94.
Cavara 222.
Celakowsky 188.
Charpentier 26.
Chmielewsky 24.
Chodat 22, 70, 71.
Clements 128.
Cleve 88, 92, 110.
Collins 119, 121, 122.
Comère 58.
Copeland 178.
Coupin 280.
Crawford 144.
Cretier 22.

Dangeard 85, 189, 191.
Darbishire 205.
De Toni 8a, 8d.
De Wildeman 106.
Doflein 183.
Duerden 48.

Eichler 161.
Elenkin 227.
Entz 184.
Ernst 165, 166.
Ewart 137.

Farlow 129.
Forel 74.
Forti 56.
Foslie 215.
Fritsch 85, 152, 153, 156.

Gaidukow 81, 146, 149, 228.
Garbini 187.
Gautier 30.
Gerasimow 180.
Giesenhagen 185.
Goebel 186.
Gomont 219.
Gran 91.
Grintzesco 174.
Gutwinski 50, 107, 108.

Hallier 10, 11.
Hansgirg 18.
Hariot 116.
Hassenkamp 202.
Hawthorne 147.
Hayren 97.
Hazen 151.
Heering 8c.
Henckel 21.
Herdmann 88.
Hertwig 16.
Heydrich 208, 207, 216.
Holden 119.
Holtz 141.
Howe 197, 206.
Huebner 170.
Hus 201.
Hyanis 225.

Iennings 124.
Joseph 88.

Keissler 65, 66.
Keller 157.
Kellermann 127.
Kienitz-Gerloff 19.
Kirschner 75, 140.
Klunzinger 75.
Knowlton 238.
Kny 28.
Kohl 18.
Kolkwitz 44, 45.
Kuckuck 61a, 167.

Laing 117.
v. Lagerheim 220.
Langeron 282.
Larder 87.
Largaiolli 224.
Lauterborn 175.
Léger 191.
Lehmann 204.
Lemmermann 87, 61a.
Letts 147.
Levander 93.
Lindau 48.
Lohmann 194.
Longo 57.
Lorenz 228.
Lorenz v. Liburnau 211, 237.
Lozeron 72.
Luetkemueller 182.
Lutz 29.

*) Die Nummern bedeuten die Referate.

Digitized by Google

Macchiati 220.
Mac Millan 125, 198.
Magnin 78.
Magnus 160.
Malart 60.
Marsson 44.
Massart 198.
Matruchod 171.
Mazza 58.
Mendelssohn 34.
Migula 62, 184.
Miyabe 104.
Moebius 9.
Moesz 68.
Molliard 171.

Nilson 95.
Nishikawa 185.

Okamura 101.
Ostenfeld 89.
Ostwald 42.

Pantocsek 67.
Peirce 196.
Pitard 164.
Popovics 52.
Porsild 180.
Potonié 12.
Protic 51.
Prowazek 83.

Raitschenko 221.
Redeke 61.
Reed 148.
Richards 225.
Richter 1.
Riddle 126.
Rosenvinge 208.
Rysselberghe 82.

Salmon 142.
Sauvageau 200.
Savornin 233.
Scherffel 15.
Schmidle 14, 112, 113, 114, 115, 178.
Schroeder 20, 61a.
Schroeter 8e, 140.
Schwendener 209.
Scott 4.
Serbinow 168.
Setchell 119.
Skorikow 98.
Skottsberg 183.
Stempell 169.
Svedelius 96.
Sydow 184.

Tansley 145.
Tilden 118, 120.
Timberlake 162, 176.
Tobler 210.
Torrey 186.
True 5.
Tscherning 69.

Vickers 54.
Voigt 6, 79, 80, 81.

Wager 217.
Wahlstedt 184.
Warming 9.
West, G. S., 46, 86, 89, 105.
West, W., 86, 89, 105, 181.
White 234, 235, 236.
Wille 181, 150.
Wisselingh 179.
Wright 168.

Yates 128.
Yendo 102, 103, 199, 212, 213, 214.

Zacharias 40, 41, 49, 63, 76, 77, 78.
Zahlbruckner 3.
Zederbauer 64, 159.
Zeiss 7.
Zykoff 99, 100.

I. Allgemeines.

a) Sammlungen, Anweisungen zum Sammeln und Präparieren

1. **Hauck et Richter.** Phycotheka universalis. Sammlung getrocknete Algen sämtlicher Ordnungen und aller Gebiete. Fortgesetzt von Paul Richter. Fasc. XIV und XV. Leipzig, 1896.

Nachträglich sei auf das Erscheinen dieser zuletzt herausgegebenen Fascikel aufmerksam gemacht (conf. Bot. J. f. 1895, p. 47, Ref. 2). Sie enthalten die No. 651—700 und 701—750 und die verschiedensten Algen, unter denen als neue Arten angeführt werden: *Aphanizomenon holsaticum* P. Richter und *Cosmaridium silesiacum* P. Richter. Die Diagnosen sind dem Ref. nicht bekannt geworden.

2. Kryptogamae exsiccatae editae a Museo Palatino Vindobonensi. Cent. VIII. Wien, Okt. 1902.

Enthält von Algae Dec. 18.– 14. (Vgl. Ref. 3.)

Digitized by Google

3. **Zahlbruckner, A.** Schedae ad „Kryptogamas exsiccatas" editae a Museo Palatino Vindobonensi. Cent. VIII. (Annal. d. Wiener Hofmuseums, 1902, Bd. XVII, p. 257—281.)

Von Algen sind die Dekaden 13—14 ausgegeben (No. 781—750). Mit längeren Anmerkungen sind versehen die No. 786, *Cosmarium pseudo-pyramidatum* Lundell (Stockmayer), No. 741 *Bangia atropurpurea* (Krasser und Stockmayer) und No. 747, *Rivularia mesenterica* Thur. (Krasser); als Glaspräparate sind ausgegeben No. 749, *Stapfia cylindrica* Chod., mit Anmerkung von Krasser, und No. 750 *Closterium moniliferum* und *Cosmarium Botrytis*.

4. **Scott, R.** How to keep a salt-water aquarium for algological experiments. (The New Phytologist, vol. I, 1902, No. 6, p. 124—126.)

Einige Angaben, wie der richtige Salzgehalt ohne Änderung des Wassers zu erhalten ist und dem Überhandnehmen grüner Algenansätze durch einige Schnecken gesteuert werden kann. So können z. B. in solchen Aquarien Versuche über die Keimung von Florideensporen angestellt werden. (Nach Ref. im Bot. C., 90, p. 886.)

5. **True, R. H.** The physiology of sea-water. (Science, XVI, 1902, p. 402—408, p. 488.)

Auch in künstlich hergestelltem Seewasser können Algen kultiviert werden, wenn nur der Salzgehalt genau dem des natürlichen Seewassers entspricht. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90, p. 618.)

6. **Voigt, M.** Beiträge zur Methodik der Planktonfischerei. Mit 9 Abbild. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 87—98.)

Beschrieben wird ein horizontalfischendes Schliessnetz und das Plöner Wurfnetz.

7. **Zeiss, C.** Mikroskope und mikroskopische Hilfsapparate. Katalog. 32. Ausgabe. Jena, 1902.

Als „verbesserter Algensucher" wird das Präpariersystem No. 1 geliefert in Verbindung mit einer Schiebhülse, an der eine kleine Tischplatte mit Federklammern angebracht ist. Preis 48 Mk.

b) Nekrologe, Lehrbücher und zusammenfassende Arbeiten.

8. Nekrologe.

a) **De Toni, G. B.** J. G. Agardh e la sua Opera Scientifica. (La Nuova Notarisia, 1902, XVII, p. 1—28, mit Porträt.)

b) **Bornet, E.** Notice sur M. J. Agardh. (Compt. rend. Paris, T. 132, 1901, p. 283—284.)

c) **Heering, W.** Leben und Werke des Algologen J. N. v. Suhr. (Schrift. d. naturw. Ver. f. Schleswig-Holstein, XII, 1901/2.)

d) **De Toni, G. B.** Della vita e delle opere di Antonio Piccone. Notizie. (Annuario d. R. Istit. botan. di Roma, vol. IX, fasc. 3°, 1902.)

e) **Schroeter, C.** C. Cramer. (La Nuova Notarisia, XVII, 1902, p. 153—176, mit Porträt.)

9. **Warming, E.** Handbuch der systematischen Botanik. Deutsche Ausgabe. 2. Auflage von M. Möbius. 8°, 467 S. mit 589 Abb. Berlin (Gebr. Borntraeger), 1902.

Die Krytogamen sind in dieser 2. Auflage gänzlich umgearbeitet worden. Die Thallophyten sind in Algen und Pilze geteilt, die Gruppe der Flagellaten ist aber als besondere 1. Unterreihe vorangestellt worden und nach

Digitized by Google

der Einteilung Senn's (conf. Bot. J. f. 1900, p. 177, Ref. 178) bearbeitet. Die Algen bilden die 2. Unterreihe mit 7 Klassen: *Schizophyceae, Peridineae, Diatomaceae, Conjugatae, Chlorophyceae, Fucoideae, Florideae.* Die *Chlorophyceae* sind im wesentlichen nach Willes Anordnung bearbeitet und die *Charoideae* sind in ihnen als 4. und höchste Gruppe enthalten. Die Flagellaten und Algen werden auf p. 4—41 besprochen und in 55 Abbildungen mit zahlreichen Einzelfiguren illustriert.

10. **Hallier, Hans.** Über die Morphogenie, Phylogenie und den Generationswechsel der Achsenpflanzen. (Ber. d. B. G., Bd. XX, 1902, p. 476—478.)

Aus dieser vorläufigen Mitteilung heben wir nur den Satz 14 hervor: „Die Characeen und Archegoniaten sind wahrscheinlich nebeneinander nahe dem Berührungspunkt von Grünalgen und Brauntangen (Sphacelariaceen, Cutleriaceen usw.) aus letzteren entstanden."

11. **Hallier, Hans.** Beiträge zur Morphogenie der Sporophylle und des Trophophylls in Beziehung zur Phylogenie der Kormophyten. (Jahrb. d. Hamburg. wissensch. Anst., XIX, 3. Beiheft, p. 1—110, mit 2 Taf., Hamburg, 1902.)

Auf den Seiten 65—75 ist von Algen die Rede. Zunächst wird auf die Rückbildungen hingewiesen, zu denen z. B. die Zwergmännchen von *Oedogonium* zu rechnen sind. Auf Rückbildung beruht zum Teil auch der Generationswechsel. — Unter den Algen sollen die Characeen den Archegoniaten am nächsten stehen, doch so, dass beide von gemeinsamen Vorfahren abzuleiten sind. Auch scheint es, dass man von krustenförmigen Phaeophyceen die Moose ableiten kann, wie Potonié von den höheren Fucaceen die Farne ableitet. Die Phylogenie der Phaeophyceen wird darum näher besprochen. Durch Vermittelung der Ectocarpeen scheinen sich die Sphacelarieen der Gattung *Coleochaete* und den Oedogoniaceen zu nähern; in der Nähe dieses Berührungspunktes könnte man die Entstehung der Characeen und Archegoniaten verlegen.

12. **Potonié, H.** Ein Blick in die Geschichte der botanischen Morphologie mit besonderer Rücksicht auf die Pericaulom-Theorie. (Naturwiss. Wochenschrift, Bd. 18, p. 3—8, 18—15, 26—28, mit Fig.) Auch als erweiterter Abdruck selbständig erschienen.

Wie schon früher, so weist auch hier Verf. darauf hin, dass der Aufbau höherer Pflanzen sich vom dichotomischen Thallus eines *Fucus* ableiten lässt: „Die Blätter der höheren Pflanzen sind im Laufe der Generationen aus Thallusstücken wie *Fucus* gegabelter Algen oder doch algenähnlicher Pflanzen hervorgegangen, dadurch, dass Gabeläste übergipfelt und die nunmehrigen Seitenzweige zu Blättern wurden."

13. **Hansgirg, A.** Algologische Schlussbemerkungen. (Sitzungsber. d. königl. böhm. Ges. d. Wiss. math.-naturw. Klasse, Jahrg. 1902, No. XXVIII, p. 1—17.)

Der erste Abschnitt enthält einige Nachträge zur böhmischen Algenflora, besonders die *Oedogonium-* und *Bulbochaete*-Arten aus Böhmen, die in Hirn's Monographie angeführt sind. Der zweite Abschnitt enthält Ergänzungen zu den von Schmidle bearbeiteten (conf. Bot. J. f. 1900, p. 164, Ref. 86 u. 87), vom Verf. gesammelten Algen aus Ostindien, teils hinsichtlich der Beschreibung, teils hinsichtlich des Vorkommens.

Im dritten Abschnitt finden sich Angaben allgemeinerer Natur über die Algenflora von Griechenland und Ägypten: das hier vom Verf. gesammelte Material soll von Schmidle und Krasser bearbeitet werden.

Digitized by Google

14. **Schmidle, W.** Notizen zu einigen Süsswasseralgen. (Hedwigia, 41, 1902, p. 150—168, mit 2 Fig. i. T.)

Die beiden ersten Abschnitte enthalten nomenklatorische Bemerkungen über kürzlich beschriebene Algenarten. III. Beschreibung der neuen Art *Stipitococcus Lauterbornii*, die auf *Hyalotheca* aufsitzt und sich von *St. urceolatus* durch das zugespitzte in eine Borste verlängerte Vorderende unterscheidet; vielleicht ist die Gattung mit *Peroniella* zu vereinigen. IV. *Characium Eremosphaerae* Hieronymus ist vom Verf. bei Virnheim auf *Zygnema*-Fäden wiedergefunden worden. V. *Askenasyella chlamydopus* nov. gen. Die Alge, bei Kaiserslautern gefunden, gehört zu den *Scyadiaceae* Borzi und bildet kleine in Gallerte eingeschlossene Zellenfamilien. VI. *Tetraspora fuscescens* A. Br. hat Verf. im lebenden Zustande untersuchen können; danach stellt er sie zu *Tetrasporopsis* Lemm. als *T. fuscescens* (A. Br.) Lemm. VII. *Radiococcus Wildemanni* Schmidle ist nicht mit *R. nimbatus* identisch. VIII. *Cephaleuros Henningsii* Schmidle n. sp. auf Vanilleblättern von Buitenzorg, unter der Cuticula wachsend, zeichnet sich von allen bisher beschriebenen Arten der Gattung durch die nach aufwärts gegen die Cuticula hin gerichteten Rhizoide aus. IX. *Schizothrix guadeloupeana* Schdle n. sp. wurde an Moosen auf der Erde von Dussen in Guadeloupe 1901 gesammelt. X. Einige Bemerkungen über die Verbreitungsweise einzelliger Süsswasseralgen. Der Wind hat die Algen auf den Schnee, wo sie gesammelt worden sind, getrieben. — Im Nachtrag wird erwähnt, dass *Askenasyella chlamydopus* von Hamann 1863 schon beschrieben und abgebildet worden ist, aber ohne Namen, und wird die neue, zu den Heteroconten gehörende Gattung *Oodesmus (O. Doederleinii)* beschrieben.

15. **Scherffel, A.** Mycologische und algologische Notizen. (Hedwigia, 41, 1902, p. [105]—[107] mit 2 Textfiguren.)

Auf *Cladophora* ist ein neues *Chytridium*, auf *Oedogonium* ein neues *Lagenidium* gefunden, ferner *Polyphagus parasiticus* auf *Conferva*, *Nucleophaga?* in *Zygnema*, *Polysporella Kützingii* in *Zygnema*, *Vampyrella Spirogyrae* in *Mougeotia*; als bemerkenswerte Funde werden verzeichnet: *Volvox tertius*, *Gonatonema ventricosum*, *Chaetosphaeridium Pringsheimii*, alle bei Igló. Von *Chaetosphaeridium* werden die Borsten beschrieben und abgebildet. Die ausführliche Arbeit ist in ungarischer Sprache veröffentlicht.

16. **Hertwig, R.** Die Protozoen und die Zelltheorie. (Arch. f. Protistenkunde, I, 1902, p. 1—40.)

Da in dieser Arbeit die einzelligen Algen nicht speziell berücksichtigt sind, so sei auf sie hier nur im allgemeinen aufmerksam gemacht.

17. **Belet.** La végétation sous-marine, Algues et goëmons. 4°, avec 24 planches, Paris, 1902.

Nicht gesehen. Nach einer kurzen Angabe von Sauvageau im Bot. C., Bd. 90, p. 697 soll das Werk mehr für die dekorative Kunst als für die wissenschaftliche Botanik bestimmt sein.

c) Physiologie.

18. **Kohl, F. G.** Beiträge zur Kenntnis der Plasmaverbindungen in den Pflanzen. (Beihefte zum Bot. Centralbl., Bd. XII, 1902, p. 348—350, Taf. 10—11.)

Der erste Abschnitt behandelt die Plasmaverbindungen bei den Algen. Als frei von Plasmaverbindungen sind nach den bisherigen Untersuchungen anzusehen: *Spirogyra*, *Mesocarpus*, *Ulothrix*, *Zygnema*, *Oedogonium*, *Scenedesmus*.

Digitized by Google

Sicher sind solche vorhanden ausser bei *Volvox* auch bei *Chaetopeltis minor*, hier gehen zahlreiche Stränge von einer Zelle zur andern, wie es sehr schön abgebildet wird. Bei *Cladophora* scheinen Plasmaverbindungen nur anfangs vorhanden zu sein, an älteren Zellen aber wieder einzugehen. Bei den Florideen ist die Sache noch unsicher.

19. **Kienitz-Gerloff, F.** Neue Studien über Plasmodesmen. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 98—116, Taf. IV.)

Ein kurzer Abschnitt dieser Arbeit behandelt die Algen. Verf. hat besonders *Polysiphonia nigrescens* und *Batrachospermum Bohneri* untersucht, wozu auch Abbildungen gegeben werden. Ununterbrochene Plasmafäden von einer Zelle zur anderen waren hier ebensowenig wie bei *Spirogyra* und *Oscillaria* mit Sicherheit nachzuweisen, weil in der Schliesshaut die Fäden immer durch einen linsenförmigen Körper unterbrochen sind.

20. **Schröder, B.** Untersuchungen über Gallertbildungen bei Algen. (Verhandl. des naturhist.-med. Vereins zu Heidelberg, N. F., VII. Bd., 1902, p. 189—196, Taf. VI u. VII.)

Mit Beziehung auf die Ergebnisse früherer Arbeiten anderer Autoren über die Gallerte bei Algen will Verf. dieselben an der Hand geeigneter Methoden ergänzen und vervollständigen, die mannigfachen Gallertbildungen namentlich der Desmidiaceen und Diatomaceen unter gewisse morphologisch-physiologische Gesichtspunkte gruppieren und ihre biologische Bedeutung so weit als möglich feststellen. Zur Nachweisung und ersten Untersuchung der Gallerte bediente sich Verf. immer der Tuschelösung oder natürlichen Sepia, worin die Algen lebend oder in konserviertem Zustande eingelegt wurden; Färbemittel, die meistens die Gallerte etwas verändern, kamen erst in zweiter Linie zur Anwendung. Ausser bei den genannten Familien werden Gallertbildungen beschrieben für *Oedogonium*, *Ulothrix*, *Radiofilum*, *Tetraspora*, *Palmodactylon*, *Dictyosphaerium*, *Staurogenia*, *Tetracoccus*, *Schizochlamys*, *Dimorphococcus*, *Oocystis*, *Rhaphidium* (von dem eine neue Art, *R. Pfitzeri*, beschrieben wird), *Scenedesmus* und mehrere Schizophyceen. Die biologische Bedeutung der Gallertbildung soll bestehen in einem Schutze gegen Vertrocknen, gegen die Angriffe der Tiere und gegen mechanische Beschädigungen während gegen Parasiten die Gallerte keinen Schutz zu gewähren scheint; den Desmidiaceen und Oscillatorien dient die Gallertausscheidung als Bewegungsmittel und vielen Planktonalgen als Schwebemittel. Sehr gute Abbildungen begleiten die Abhandlung.

21. **Henckel, A.** Sur l'anatomie et la biologie des algues marines *Cystoclonium purpurascens* (Huds.) Kütz. et *Chordaria flagelliformis* (Müll.) Ag. (Scripta bot. Horti Univ. Petropolit., fasc. XIX, p. 1—88, tab. I—VIII, St. Petersburg, 1902.)

Ein Aufenthalt an der schwedischen Station Dröbak veranlasst den Verf., zwei der dort häufigsten Algen eingehend zu untersuchen, *Cystoclonium* als Vertreter der sublitoralen, *Chordaria* als den der litoralen Formation. Die Wachstumsweise des Thallus und der Bau der einzelnen Gewebe wird genau beschrieben. Es ergibt sich, dass die beiden Algen gebaut sind wie es für die äusseren Umstände, unter denen sie leben, zweckmässig erscheint und dass bei jeder die Struktur etwas verändert wird, wenn sich die Lebensbedingungen ändern. Bei beiden sind assimilatorisches, mechanisches und elastisches Gewebe entwickelt, aber bei *Chordaria*, die eine grössere Veränderlichkeit besitzt, ist ein inneres Assimilationsgewebe vorhanden, das bei *Cystoclonium* fehlt, letzteres dagegen ist mit einem Gewebe für Reservestoffe versehen, die sich

Digitized by Google

reichlich in dieser Alge anhäufen gemäss ihrer geringen Veränderlichkeit. Aus diesen Umständen lässt sich schon schliessen, dass *Cystoclonium* eine zwei- oder mehrjährige Alge ist, während *Chordaria* einjährig zu sein scheint. Auch die Epiphyten werden besprochen, von denen bei *Cystoclonium* nur ein *Streblonema* auftritt, das aber endophytisch lebt und durch Parasitismus seinen Farbstoff verliert.

22. **Chodat, R.** et **Cretier.** Influence du noyau pour la production des ramifications chez les algues. (Arch. d. sc. phys. et nat. de Genève. IV, 18, 1902, p. 303—304.)

Bei den fadenförmigen Grünalgen lässt sich eine Beziehung des Zellkerns zu der Entstehung der Seitenzweige im allgemeinen nicht erkennen. Nur wo bei *Chaetophora* u. a. die Abgliederung der seitlichen Ausstülpung von dem Hauptast erst später erfolgt, begibt sich der Zellkern an die Grenze und nach der Wandbildung und Teilung tritt ein Kern in den Haupt-, einer in den Seitenast. Auch bei der Bildung von Rhizoiden und Haftscheiben ist in vielen Fällen die Lage des Kernes ohne Beziehung dazu. (Vergl. Bot. J. f. 1900, S. 158, Ref. 18.)

23. **Kny, L.** Über den Einfluss von Zug und Druck auf die Richtung der Scheidewände in sich teilenden Pflanzenzellen. (Pr. Jahrb., Bd. 37, 1902, p. 55—98, Taf. I u. II.)

Eier von *Fucus*, die zwischen zwei parallelen Glasplatten unter Druck gehalten werden, teilen sich so, dass die ersten Scheidewände stets senkrecht zur Ebene der Platten orientiert sind. Es werden noch mehrere Algen erwähnt, allein die mit ihnen beabsichtigten Versuche hat Verf. noch nicht ausführen können.

24. **Chmielewsky, W.** Zur Morphologie und Physiologie der Pyrenoiden. Vorläuf. Mitteil. (Arbeiten d. Warschauer Naturf.-Gesellsch. Abt. Biologie Warschau, 1902.)

Fortsetzung der früheren Untersuchungen, vergl. Bot. J. f. 1898 p. 286, Ref. 20. Durch Beobachtungen an *Zygnema* will Verf. zeigen, dass das Wachstum und die Verminderung der Pyrenoide ein morphologisches Zeichen der Zunahme oder Abnahme der Plasmastoffe ist und dass das Auftreten von Stärke in kohlensäurefreier Luft auf Kosten der Pyrenoidensubstanz geschieht. (Nach einem ausführlicheren Ref. im Bot. Centralbl., 90, p. 376.)

25. **Artari, A.** Über die Bildung des Chlorophylls durch grüne Algen. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 201—207.)

Die angestellten Versuche beziehen sich auf die Abhängigkeit der Chlorophyllbildung im Dunkeln von der Ernährung. *Stichococcus bacillaris* entwickelt sich bei Gegenwart von Pepton, Asparagin und weinsaurem Ammoniak im Dunkeln lebhaft grün, bei Gegenwart von Leucin und Kalisalpeter blass oder farblos. Solche farblose Zellen in Nährlösung mit Asparagin oder weinsaurem Ammoniak übertragen, entwickeln sich auch im Dunkeln lebhaft grün. Ähnlich verhält es sich mit den Kohlenstoffquellen; bei Mannit, Milchzucker, Rohrzucker u. a. entwickeln sich die Algen gut und grün, bei Erythrit und Dulcit schwach und blass. Analoge Versuche sind mit *Chlorella vulgaris* und einigen anderen Algen gemacht worden. Auch die Versuche anderer Autoren werden in Betracht gezogen.

26. **Charpentier, P. G.** Sur l'assimilation du carbone par une Algue verte (C. R., Paris, 1902, T. 134, p. 671—673.)

Digitized by Google

Cystococcus humicola, in Reinkultur auf einem Nährboden gezogen, der Glykose enthält, benutzt hauptsächlich diese als Kohlenstoffquelle und wächst langsamer, wenn er ohne Glykose nur auf die Kohlensäure der Luft angewiesen ist. In der Dunkelheit bleibt die Alge grün und bildet Stärke, aber die Zellen gehen in einen Ruhezustand über und speichern die Stärke auf, während am Licht eine lebhafte Vermehrung stattfindet.

27. **Bokorny, Th.** Über die Assimilationsenergie einiger Pilze, verglichen mit der grüner Pflanzen. (Archiv f. d. gesamte Physiologie, Bd. 89, 1902, p. 454—474.)

Von Algen hat Verf. einige *Spirogyra*-Arten und ein *Zygnema* zu Versuchen benutzt, welche den Nährwert gewisser organischer Körper ohne Zufuhr von Kohlensäure zeigen sollen. Besonders interessant sind die Versuche mit Formaldehyd.

28. **Bouilhac, R.** Influence de l'aldéhyde formique sur la végétation de quelques Algues d'eau douce. (C. R., 1902, T. 135, p. 1369—1871.)

Der Formaldehyd kann *Nostoc* und *Anabaena* zur Ernährung dienen; wenn sie in einer Nährlösung bei so geringem Licht kultiviert werden, dass sie nicht mehr imstande sind, Kohlensäure zu zersetzen und auf Kosten der organischen Substanz der Nährlösung leben müssen. Aber es ist ein gewisses Quantum Licht notwendig, damit *Nostoc* und *Anabaena* den Formaldehyd polymerisieren können und dieses Quantum muss mindestens fast so gross sein wie das, welches diesen Pflanzen notwendig ist, um die Kohlensäure der Luft zu ersetzen.

29. **Lutz, L.** Recherches sur la nutrition des Thallophytes à l'aide des amides. (Bull. Soc. bot. France, T. 48, p. 825—884.)

Nicht gesehen, möglicherweise sind Algen erwähnt.

80. **Gautier, A.** Localisation de l'arsénic normal dans quelques organes des animaux et des plantes. Ses orgines. (C. R., 1902, T. 135, p. 833—888.)

Arsenik ist vom Verf. nachgewiesen in *Fucus vesiculosus, digitatus* (?) und *serratus* und in *Spirogyra* und *Cladophora* aus dem süssen Wasser. Wie Jod kommt es besonders in Meeresalgen vor und scheint als Begleiter jenes Elementes aufzutreten.

81. **Gaidukov, N.** Über die Algenfarbstoffe. (Tagebl. XI. Versamml. russ. Naturf. und Ärzte, 1901, p. 474—475.) [Russisch.]

Die mit Hilfe des Engelmannschen Mikrospektralphotometers untersuchten Absorptionsspektra der lebenden Algen besitzen folgende Eigenschaften:

		Violette Algen	Rote Algen	Blaugrüne Algen	Rotbraune Algen (Dictyota dichotoma)	Gelbbraune Algen
Absorptionsmaxima.	I	B—C.	—	—	—	—
	II	C—D.	kein	—	kein	kein
	III	D—E.	—	—	kein	kein
	IIIa	D—E.	—	kein	—	kein
	IVb	—F.	—	—	—	—
	V	bei G.	—	—	—	—

Nach der Behandlung der violetten Zellen mit HCl werden ihre farbenanalytische Eigenschaften ähnlich denen der roten, und die der braunen und braunroten ähnlich denen der blaugrünen; anderseits werden nach der Behandlung der violetten und der roten Zellen mit NaOH diese optisch den blau-

Digitized by Google

grünen ziemlich ähnlich, und die blaugrünen bei gleicher Behandlung den gelbbraunen ähnlich. Die Wirkungen der Säuren und Alkalien auf die isolierten Farbstoffe der Algen sind ziemlich dieselben, wie in den lebenden Zellen. Phycoxanthin ist eine Mischung des Chlorophylls und der Carotine mit dem braunen Farbstoff (Phycophaein). Die im Wasser und zuweilen auch im Alkohol (Phycophaein) löslichen Farbstoffe der Algen bilden eine verwandte Farbstoffgruppe (Phycochromgruppe), doch ihre chemische Natur ist noch unbestimmt; in Alkohol und Wasserauszügen der Algen zusammen mit Farbstoffen befinden sich sehr viele, zuweilen kristallierbare farblose Stoffe.

Gaidukov.

82. **Rysselberghe, Fr. Van.** Influence de la température sur la perméabilité du protoplasme vivant pour l'eau et les substances dissoutes. (Bull. Acad. R. de Belgique. Cl. des scienc., 1901, p. 178—221.)

Die Arbeit, deren Inhalt in das Gebiet der Physiologie gehört (conf. Bot. J. f. 1901, II, p. 201, Ref. 84), sei hier nur erwähnt, weil Verf. zu seinen Versuchen auch Algen (*Spirogyra* und *Vaucheria*) benutzt hat.

83. **Joseph, K.** und **Prowazek, S.** Versuche über die Einwirkung von Röntgenstrahlen auf einige Organismen, besonders auf deren Plasmatätigkeit. (Zeitschr. f. allg. Physiologie, Bd. I, 1902, p. 142.)

Von Algen scheint nur *Bryopsis* untersucht worden zu sein, deren Plasmaströmungen durch Röntgenstrahlen verlangsamt werden. (Nach Ref. im Bot. Centralbl., Bd. 89, 715.)

84. **Mendelssohn, M.** Quelques considérations sur la nature et le rôle biologique de la Thermotaxie. (Journ. Physiol. Phath. gén., T. 4, 1902, p. 489—496.)

84 a. **Mendelssohn, M.** Recherches sur la Thermotaxie des organismes unicellulaires. (L. c., p. 898—409, 6 figg.)

84 b. **Mendelssohn, M.** Recherches sur l'interférence de la Thermotaxie avec d'autres Tactismes et sur le mécanisme du mouvement thermotactique. (L. c., p. 475—488. 5 figg.)

Nicht gesehen, soll nach Angabe im Bot. Centralbl., Bd. 92, p. 85 auch Algologisches enthalten.

85. **Dangeard, P. A.** Nutrition ordinaire, Nutrition sexuelle et Nutrition holophytique. (Le Botaniste, Sér. 8, 1901, p. 59—94.)

Ein weiterer Beitrag zu der Theorie des Verf. über das Wesen der Sexualität (vergl. Bot. J. f. 1899, p. 155, Ref. 89) mit Beziehung auf einige Flagellaten. (Nach Ref. im Bot. Centralbl., Bd. 90, p. 321.)

d) Verbreitung im allgemeinen, Biologisches.

86. **Brandt, K.** Über den Stoffwechsel im Meere. 2. Abhandlung. (Wissensch. Meeresuntersuch., N. F., 6 Bd., Kiel, p. 28—79.)

Im Anschluss an frühere Untersuchungen (vergl. Bot. Jahrb. für 1900. S. 156. Ref. 81) spricht Verf. hier über den Gegensatz des Ozeans zum Festlande in Beziehung auf die Stärke der Produktion in den kühleren Gebieten (z. B. die Tangwälder der arktischen und antarktischen Meere) und prüft die Ursachen, durch welche der relative Reichtum der kühleren Meere bedingt sein kann.

87. **Lemmermann, E.** Das Phytoplankton des Meeres. II. Beitrag. (Abh. Nat. Ver., Bremen, Bd. XVII, 1902, p. 341—418.)

Digitized by Google

Die Liste umfasst 580 Nummern und darunter 385 Formen, die noch nicht in des Verf. früherer Aufzählung (conf. Bot. J. f. 1899, p. 151, Ref. 18) enthalten sind. Besonders bemerkenswert ist die Bearbeitung der Gattung *Trochiscia* Kütz., die Aufnahme der *Coccolithophorales*, *Silicoflagellatae* und *Dinobryonidae*.

88. **Cleve, P. T.** Additional notes on the seasonal distribution of Atlantic Plankton Organisms. (Göteborgs kun. Ved. och Vitterh. Samh. Handl., 4. Folge, Bd. 4, 1902, p. 1–51.)

Die Liste enthält Zusätze zu der früheren Arbeit des Verf. (vgl. Bot. J. f. 1899, p. 156, Ref. 41), teils neue Fundorte für schon in dieser Arbeit erwähnte, teils dort noch nicht genannte Organismen. Unter den Peridineen wird eine neue Art beschrieben und abgebildet: *Dinophysis intermedia*.

89. **Ostenfeld, C. H.** in Forch, Knudsen und Sörensen: Berichte über die Konstantenbestimmungen zur Aufstellung der hydographischen Tabellen. (Kgl. Danske Vidensk. Selsk. Skr. 6. R. nat. u. math. Afd. XII, 1, Köbenhavn, 1902.)

Auf den Seiten 18—22 hat Ostenfeld die Listen der bei den verschiedenen Planktonfängen gesammelten Organismen veröffentlicht. Das Plankton wurde 1900 mit den Wasserproben folgenden Meeren entnommen: Ostsee (Mai, Plankton arm, Diatomeen), Kattegatt (April—Mai, Plankton reich, besonders an Diatomeen), Bai von Biscaja (Juni, Plankton arm, Peridineen), Strasse von Gibraltar (Oktober, Peridineen, zahlreiche Arten in wenigen Exemplaren), Mittelmeer (Juni, Peridineen, besonders *Ceratium*), Rotes Meer (Juni, geringe Mengen, Cyanophyceen), Indischer Ozean (Juli, Diatomeen und Peridineen). (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90, 411.)

40. **Zacharias, O.** Einige Beispiele von massenhafter Vermehrung gewisser Planktonorganismen in flachen Teichen. (Biolog. Centralbl., 22, 1902, p. 585—586.)

Ein Teichbecken im Palmengarten zu Frankfurt a. M. war grün gefärbt durch *Polyedrium papilliferum* var. *tetragona* B. Schröder, ein Bassin im botanischen Garten zu Marburg erhielt eine hellgrüne Färbung durch *Pediastrum boryanum* und ein Tümpel bei Gera sah hellbraun aus durch grosse Massen von *Ceratium hirundinella*.

41. **Zacharias, O.** Über die Ergrünung der Gewässer durch die massenhafte Anwesenheit mikroskopischer Organismen. (Biolog. Centralbl., 22, 1902, p. 700—701.)

Verf. unterscheidet hier von der sogen. Wasserblüte die gleichförmige Ergrünung oder Färbung des Wassers überhaupt und führt ausser den im vorigen Ref. genannten Beispielen noch folgende an: *Chlorella vulgaris*, *Carteria cordiformis*, *Euglena*-Arten, *Golenkinia fenestrata*, *Eudorina elegans*, *Staurastrum Zachariasii*; Rotfärbung durch *Astasia haematodes* oder *Oscillaria rubescens*.

42. **Ostwald, Wolfg.** Zur Theorie des Planktons. (Biolog. Centralbl., 22, 1902, p. 596—605, 609—688.)

Theoretische Betrachtungen über die Schwebefähigkeit der Plankton-Organismen.

43. **Lindau, G.** Über Abwässer-Organismen und die Erforschung ihrer Biologie. (Naturw. Wochenschrift, N. F., Bd. I [XVII], 1902, p. 327—330, 340—343.)

In diesem Aufsatz werden auch einige Algen erwähnt, da aber sein Inhalt sich im wesentlichen an die frühere Arbeit des Verf. anschliesst (conf.

Digitized by Google

Bot. J. f. 1901, p. 272, Ref. 68), so braucht hier nicht weiter darauf eingegangen zu werden.

44. **Kolkwitz, R.** und **Marsson, M.** Grundsätze für die biologische Beurteilung des Wassers nach seiner Flora und Fauna. (Mitteil. d. kgl. Prüfungsanstalt f. Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung, Heft. 1, 1902, p. 33—72.)

Zu den „Leit-Organismen" für Verunreinigungen offener Wässer zählen auch gewisse Algen, während für Trinkwasser, das in Röhren geleitet ist, wesentlich die bakteriologische und chemische, nicht die mikroskopische Untersuchung wichtig ist. Für den Algologen, von dem eine Wasseruntersuchung verlangt wird, ist die vorliegende Arbeit von Wichtigkeit.

45. **Kolkwitz, R.** Gibt es Leitorganismen für verschiedene Grade der Verschmutzung des Wassers? (Verh. Ges. deutsch. Naturf. u. Ärzte, 73. Vers. zu Hamburg 1901, II. T., I. Hälfte, p. 246.)

Vergl. Ref. 44 und Bot. J. f. 1901, p. 272, Ref. 68.

46. **West, G. S.** On some Algae from hot Springs. (J. of B., 40, 1902, p. 241—248, Tab. 489.)

Nach einer Einleitung über Algen in heissen Quellen überhaupt, worin Verf. die Angabe Weeds bestreitet, dass diese Flora in den verschiedensten Orten sehr gleichförmig sei, zählt er zunächst die Algen auf, welche von Mr. A. W. Hill in heissen Quellen Islands gesammelt sind: nämlich 6 *Chlorophyceae* (*Hormiscia, Zygnema, Tetmemorus* und *Cosmarium*) und 16 *Myxophyceae*. Letztere enthalten: *Calothrix* (2 Arten, eine var. nov. von *C. parietina*), *Dichothrix* (1), *Mastigocladus* (1), *Nostoc* (2), *Aulosira* (2, darunter eine neue Art), *Phormidium* (5), *Oscillatoria* (8), *Chroococcus* (1). Dazu kommen 34 *Bacillariaceae*. Der zweite Abschnitt behandelt die Algen aus heissen Quellen von der malayischen Halbinsel: es sind nur 8 Arten: *Symploca Yappii* n. sp., die den grössten Teil des Materials bildete, *Phormidium orientale* n. sp. und eine Diatomee.

47. **Anderssen, Gunnar,** Röd snö (Roter Schnee). (Svenska Turistföreningen Arsskrift. 1902, S. 376—388.)

Populäre Darstellung der Ergebnisse der Forschungen über die Lebewesen auf Schnee und Eis. Bohlin.

48. **Duerden, J. E.** Boring Algae as Agents in the Disintegration of Corals. (Bull. Am. Mus. Nat. Hist., vol. XVI, 1902, p. 322—332, T. 32.)

Die Arbeit befasst sich mehr mit den Korallen als mit den Algen; von letzteren werden erwähnt und abgebildet eine *Gomontia*, eine *Ostreobium* und eine Floridee. Dieselben sind meistens an Korallen von Jamaika, doch auch an solchen aus dem Stillen Ozean gefunden worden.

49. **Zacharias, O.** Über die natürliche Nahrung einiger Süsswasserfische. Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 62—69.)

Wenn man den Darminhalt jugendlicher Fische durchmustert, so findet man darin fast regelmässig auch vegetabilische Organismen in grösserer Anzahl, teils einzellige Algen des Planktons oder an anderen Pflanzen wachsende Diatomeen, teils Stückchen von *Cladophora* und *Chara*.

e) Floren einzelner Länder.

1. Europa.

50. **Gutwinski, R.** O Algama, sakupljenima u okolici travnickoj. Uz dodatak nekojih oblika, sakupljenih u jajcu i u dalmaciji kod solina. (Glasnika Zemaljskog Muzeja u Bosni i Hercegovini, XIV, 1902, 1, p. 69—82.)

Digitized by Google

Von den 166 aufgezählten Algenarten sind 138 Bacillarieen, die übriger Chlorophyceen, Cyanophyceen und Flagellaten; neue Arten sind nicht darunter.

51. **Protic, G.** Prilog k poznavanju flore alga Albanije. (Beitrag zur Kenntnis der Flora der Algen Albaniens.) (Glasnik Saraj. Muzeja, XIV, 1902 2, Sarajevo, p. 275—285.)

In diesem Beitrag werden 197 Algenarten aus Albanien angeführt, von denen 106 Arten zu den Diatomeen gehören. (Nach Ref. im Bot. C., 90 p. 386.)

52. **Popovics, A.** Contributions à la flore cryptogamique de la Roumanie (Annales scientif. de l'Univ. de Jassy, 1902, XIV, 5.)

Nicht gesehen, enthält vielleicht algologisches.

53. **Mazza, A.** Flora marina del Golfo di Napoli. Contribuzione Ia. (La Nuova Notarisia, XVII, p. 125—152.)

Diese erste Mitteilung enthält eine Liste von 99 Florideen (incl Bangiaceae) aus dem Golf von Neapel. Neue Arten sind nicht darunter, aber zu vielen sind längere Bemerkungen, Beschreibungen der gefundenen Exemplare Artcharaktere u. dergl. gegeben.

54. **Vickers, A.** On the Algae of the Bay of Naples. (Report of the 72. Meeting of the Brit. Assoc. for the Advanc. of Sc., Belfast, 1902 p. 262—263.)

Die Verfasserin berichtet, dass sie in Neapel die von ihr in Barbados gesammelten Algen bearbeitet in der Absicht, eine Algenflora dieser Insel zu schreiben; daneben arbeite sie auch über einige Algen des Neapler Golfes.

55. **Car, L.** Planktonproben aus dem Adriatischen Meere und einiger süssen und brakischen Gewässern Dalmatiens. (Zoolog. Anzeiger, 25, 1902 p. 601—605.)

Oscillarien, Algen und Ceratien sind erwähnt, aber ohne Angabe von bestimmten Arten.

56. **Forti, A.** Contributo 4° alla conoscenza della Florula Ficologica Veronese. (Nuova Notarisia, XIII, 1902, p. 49—68, 97—124.)

Die Liste der bisher aus der Provinz Venedig bekannten Süsswasseralgen umfasst 442 Nummern, die sich folgendermassen verteilen:

1—8 *Florideae*, 9—18 *Characeae*, 19—178 *Chlorophyceae* (incl. *Conjugatae*) 174—349 *Bacillarieae*, 850—855 *Peridinieae*, 856—871 *Flagellata*, 872—442 *Myxophyceae*. In das Verzeichnis sind aber nicht nur die vom Verfasser selbst gesammelten Algen aufgenommen, sonden auch die von früheren Autoren erwähnten, nachdem Verf. die Literatur über die Algen dieses Gebietes zusammengestellt hat. Bei den Namen sind nur Literaturzitate und Fundorte angegeben selten wird eine systematische Bemerkung hinzugefügt; neue Arten sind nicht dabei.

57. **Longo, B.** Contribuzione alla conoscenza del bacino del fiume Lao (Ann. Ist. Botan., Roma, IX, 1902, p. 257—276.)

Nicht gesehen.

58. **Comère, J.** La flore du canal du midi dans la region toulousaine (Compt. rend. du Congr. des Soc. sav. en 1901, Sciences, Paris, 1902, p. 256.)

Von Algen führt Verf. einige Grünalgen, eine Floridee und viele Diatomeen an; es sind solche Arten, die nur in reinem Wasser leben und verschwinden, wo Abwässer der Städte in den Kanal einfliessen. Die Zu

Digitized by Google

sammensetzung der Flora entspricht nicht einer normalen Seeflora. (Nach Ref. in Hedwigia, 41 p. [149].)

59. **Bruyant, C.** Sur la végétation du lac Pavin. (C. R. Paris, 1902, 135, p. 1871—1872.)

Die Algen werden in dieser kurzen Mitteilung nicht weiter erwähnt, als dass es heisst, die *Chara*-Zone gehe als die tiefste bis zu 17 m im Pavin-See (Centralfrankreich).

60. **Malard, A. E.** Des variations mensuelles de la faune et de la flore maritimes de la Baie de la Hougue (Novembre et Décembre). (Bull. du Muséum d'hist. Nat., Paris, 1902, p. 80—85.) (Janvier et Février.) (L. c., p. 190—197.)

In beiden Abschnitten werden die Algen des Benthos und des Planktons unterschieden und die auffallenden Arten, z. T. mit Angabe, ob sie fruktifizieren, angeführt. Die Baie de la Hougue liegt in der Nähe von Cherbourg.

61. **Redeke, H. C.** Note sur la composition du plankton de l'Escaut oriental. (Tijdschr. d. nederl. dierkund. Vereen., 2. Ser., D. VII, p. 244—258.)

Die Untersuchungen sind unternommen mit Rücksicht auf die Nahrung der Austern in der östlichen Schelde und aus der Untersuchung des Darminhaltes ergibt sich, dass die Austern wesentlich von Diatomeen aus der Tiefe leben. Das Plankton der östlichen Schelde besteht während des ganzen Jahres aus Arten, die sich fast nur in der Nähe der Küsten oder im offenen Meere finden bis zu Tiefen von 50 m. Nur im Sommer kommen einige Arten aus dem eigentlichen Ozean herein, wie Peridineen usw. Von anderen eigentlichen Algen ist nicht die Rede.

61a. Bericht der Kommission für die Flora von Deutschland über neue Beobachtungen aus den Jahren 1899—1901. (Ber. d. B. G., 1902, Bd. 20, p. [101] - [280]).

In diesem Bericht behandelt wieder Br. Schröder die Characeen p. (242), P. Kuckuck die Meeresalgen der Nord- und Ostsee p. (242), E. Lemmermann die Algen des Süsswassers, exkl. Bacillariaceen, Characeen und Flagellaten p. (248)—(258).

62. **Migula, W.** Kryptogamae Germaniae, Austriae et Helvetiae exsiccatae. (Fasc. 2, Algen, No. 1—25, Ausg. 25, X, 1902.)

Dieses neue Exsiccatenwerk ist vom Verf. selbst zu beziehen. Die ersten 25 Nummern von Algen enthalten: 1. *Fischerella ambigua*, 2. *Diatoma hiemale*, 3. *Hyalotheca dissiliens*, 4. *Closterium acerosum*, 5. *Sphaerozosma Archeri* und *Desmidium Swartzii*, 6. *Closterium Leibleinii*, 7. *C. striolatum* und *Micrasterias rotata*, 8. *Cosmarium laeve*, 9. *Staurastrum Reinschii*, 10. *Dimorphococcus lunatus*, 11. *Disphynctium curtum*, 12. *Rhaphidium fasciculatum*, 13. *Botryococcus Braunii*, 14. *Coelosphaerium Kützingianum*, 15. *Gonium pectorale*, 16. *Botrydium granulatum*, 17. *Vaucheria sessilis*, 18. *Acetabularia mediterranea*, 19. *Prasiola crispa*, 20. *Bertholdia orbicularis*, 21. *Chlorotylium incrustans*, 22. *Trentepohlia iolithus*, 23. *T. abietina*, 24. *Lemanea torulosa*, 25. *Batrachospermum moniliforme*. — Wie man sieht, sollen also mehr die häufigeren Arten demjenigen zur Verfügung gestellt werden, der sich mit dem Studium der Algenkunde befassen will. Das Material ist teils auf Papierstückchen, teils auf Glimmerplättchen aufgezogen oder liegt einfach trocken in dem Papiersäckchen. Das Meiste ist vom Herausgeber selbst gesammelt.

63. **Zacharias, O.** Zur biologischen Charakteristik des Schwarzsees bei Kitzbühel in Tirol. (Biolog. Centralbl., 12, 1902, S. 701—703.)

Digitized by Google

Das aus dem genannten See stammende Plankton enthielt von Algen *Dinobryon*- und *Ceratium*-Arten, sowie *Clathrocystis aeruginosa*.

64. **Brehm, V.** und **Zederbauer, E.** Untersuchungen über das Plankton des Erlaufsees. (Verh. k. k. zool.-bot. Ges., Wien, 52, 1902, p. 388—402, mit 3 Abb. im Text.)

Der Erlaufsee liegt an der Grenze zwischen Niederösterreich und Steiermark in 835 m Meereshöhe. Sein Phytoplankton ist gering. Die 8 aufgeführten Arten kommen selten oder vereinzelt vor; über einige dieser Arten werden noch genauere Angaben gemacht, welche ebenso wie die Angaben über die Fänge in den einzelnen Monaten im Original nachzusehen sind.

65. **Keissler, C. von.** Über das Plankton des Ober- oder Wolfgang-Sees in Salzburg. (Verh. k. k. zool.-bot. Ges., Wien, 52, 1902, p. 805—827, Taf. I.)

Die Zusammensetzung des Planktons und seine Verteilung auf die verschiedenen Jahreszeiten wird für diesen See beschrieben, der auch mit anderen Seen verglichen wird. Das Phytoplankton ist von Juni bis September gegenüber dem Zooplankton überwiegend und in ersterem nehmen die Chroococcaceen eine dominierende Stellung ein. Von *Chroococcus minor* wird eine neue Varietät beschrieben (Abbildung im Text) und von *Botryococcus Braunii* eine eigentümliche, bäumchenartige Koloniebildung, die auf der Tafel abgebildet ist.

66. **Keissler, C. von.** Kurze Mitteilung über das Phytoplankton des Nussensees bei Ischl in Ober-Österreich. (Österr. botan. Zeitschr., 51, 1902, p. 6—8.)

Einige Planktonproben, am 31. August 1901 entnommen, zeigten, dass nur 8 Pflanzenarten im Plankton vorkommen und davon nur 2 häufig, *Ceratium hirundinella* und *Peridinium tabulatum*, ferner dass die Planktonmenge in der Schicht von 2—5 m unter der Oberfläche am grössten ist.

67. **Pantocsek, József.** Adnotationes phycologicae territorii Posoniensis. (Verh. d. Ver. d. Natur- u. Heilkunde zu Pressburg, N. F., XIII, 1902, p. 67—71.)

Nur eine Liste von Diatomeen.

68. **Moesz, G.** Brassó ullóvizeinek mikroszkopikus növényzete. (Die mikroskopische Pflanzenwelt der stehenden Gewässer Kronstadts.) (Sep.-Abdr. a. d. Programme der Staats-Oberrealschule, Brassó, 1902, p. 1—40, 8 Taf.)

Obwohl eine populäre Schrift, bringt sie doch einen Beitrag zur Algenflora Siebenbürgens, indem sie aufzählt: 10 Cyanophyceen, 122 Chlorophyceen (darunter 65 Desmidiaceen), 32 Diatomaceen, 3 Peridineen und 8 Flagellaten aus den Gewässern um Kronstadt (Brassó). Von den auf den 8 Tafeln abgebildeten 183 Arten scheinen manche (nach dem Referat von Gutwinski im Bot. C., 92, p. 91) falsch bestimmt zu sein.

69. **Tscherning, F. A.** Über die Algenvegetation an den Wasserrädern der Schiffsmühlen bei Wien. (Österr. bot. Zeitschr., 1902, No. 2, 2 pp.)

11 Arten und 4 Formen von Algen werden aufgezählt, von denen *Cladophora Kützingiana* und *Bangia atropurpurea* hervorzuheben sind. (Nach einem grösseren Referat im Bot. C., 92, p. 68.)

70. **Chodat, R.** Algues vertes de la Suisse. (Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz. Herausgegeb. von einer Kommission der Schweizerischer naturf. Gesellsch., Bern, 1902, Bd. I, Heft III, 878 pp. in 8°, avec 264 figures Verlag von K. J. Wyss.)

Nicht gesehen, ein Referat des Autors selbst findet sich im Bot. C. Bd. 89, p. 281, eine kritische Besprechung von Senn in der Bot. Ztg., 1902 II, p. 241. Daraus sei nur folgendes entnommen.

Digitized by Google

Zunächst gibt Verf. eine Anleitung zum Sammeln und Konservieren der Algen. Dann folgt auf 70 Seiten eine mit zahlreichen Abbildungen ausgestattete Darstellung der allgemeinen morphologischen Verhältnisse und unter dem Namen Biologie werden die Algen in ihrer Abhängigkeit von den äusseren Verhältnissen besprochen und eingeteilt.

Der spezielle Teil umfasst: I. Die *Pleurococcoideae*, zu denen Verf. rechnet die *Palmellaceae*, *Volvocaceae*, *Protococcaceae*, *Chaetopeltiaceae*, *Ulvaceae*, *Ulotrichiaceae*, *Pleurococcaceae*, *Chaetophoracece* und *Coleochaetaceae* (!) und II. *Chroolepideae*. Die *Confervoideae*, *Oedogoniaceae*, *Cladophoraceae* und *Conjugatae* sind für den nächsten Band bestimmt. Als wertvoll wird hervorgehoben die Zusammenstellung der vielen Formen, die unter den niederen Grünalgen bekannt geworden sind, da der Verf. nicht nur die in der Schweiz gefundenen erwähnt.

71. **Chodat, R.** Résultats des excursions algologiques dans les Franches-Montagnes (Jura bernois). (Bull. Herb. Boiss., II. ser., 1901, p. 1808—1312.)

Nicht gesehen.

72. **Lozeron, H.** Sur la répartition verticale du plancton dans le lac de Zurich, de décembre 1900 à décembre 1901. (Vierteljahrsschr. d. Naturf. Ges. in Zürich, 47, 1902, p. 115—198, Pl. II—VI.)

Die Algen, Flagellaten und Diatomeen des Planktons im Züricher See werden aufgezählt und nach ihrer horizontalen und vertikalen Verbreitung gruppiert. Einzeln besprochen werden folgende: *Clathrocystis aeruginosa*, *Anabaena flos aquae*, *Gloeocapsa atrata*, *Coelosphaerium Kützingianum*, *Oscillatoria limosa*, *O. rubescens* (spielt als Wasserblüte die grösste Rolle), *O. subuliformis* (?), *Ceratium hirundinella*, *Peridinium cinctum*, *Glenodinium pusillum*, *Botryococcus Braunii*, *Cosmarium scenedesmus*, *Sphaerocystis Schroeteri*, *Rhaphidium Braunii*, *Volvox globator* (vom Verfasser selbst nicht beobachtet), *Pandorina morum*, *Eudorina elegans*, *Dinobryon cylindricum* und *sertularia*, *Mallomonas dubia*, *Monas* spec.

73. **Magnin, A.** Les zones de végétation des lacs jurassiens. (Archives d. l. flore jurassienne, III, No. 30, 1902, p. 69—72.)

Ob ausser Characeen hier auch andere Algen berücksichtigt werden, geht aus dem Referat im Bot. C., 92, p. 281, nicht hervor.

74. **Forel, F. A.** Le Léman. Monographie limnologique. Tome III. Première livraison. Biologie, p. 1—408, Lausanne, 1902.

Das Buch ist dem Ref. nicht zugänglich gewesen, nach einem Referat in Hedwigia, 41, p. (183) werden die in den verschiedenen Regionen vorkommenden Pflanzen und Tiere (mit Auswahl) von den höchsten bis zu den niedersten aufgezählt und in ihren Lebenseigentümlichkeiten geschildert; es soll auch die Entwickelungsgeschichte ganzer Lebensgemeinschaften, z. B. die Herkunft der Tiefenflora besprochen sein. Ein ausführlicheres Referat im Zoolog. Centralbl., Bd. IX (p. 338) berücksichtigt wesentlich die Fauna.

75. **Klunzinger, C. B.** Geschichte des grünen Feuersees in Stuttgart. (Jahreshefte des Vereins f. vaterländ. Naturkunde in Württemberg, 58, 1902, p. 338—345.)

75a. **Kirchner, O.** Das Cosmarium des Feuersees in Stuttgart. (L. c., p. 346—347, mit Abbild.)

Klunzinger erzählt, dass der Feuersee in Stuttgart eine auffallend grüne Farbe gehabt habe, die durch massenhaftes Auftreten eines winzigen *Cosmarium* hervorgerufen wurde. Dasselbe konnte durch alle künstlichen Mittel nicht vertrieben werden, verschwand aber plötzlich von selbst und

Digitized by Google

wurde durch *Clathrocystis aeruginosa* ersetzt. Kirchner hat das *Cosmarium* untersucht und als eine neue, dem *Cosmaridium silesiacum* sehr ähnliche Art erkannt, die er *Cosmarium suevicum* nennt.

76. **Zacharias, O.** Das Plankton des Laacher Sees. (Zoolog. Anzeiger. 1902, Bd. 25, p. 895—896.)

Von Algen erwähnt Verf. ausser Diatomeen nur 8 Flagellaten.

77. **Zacharias, O.** Zur Flora und Fauna der Schilfstengel im Gr. Plöner See. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 17—25, Taf. I, Fig. 1—10.)

Soweit der Aufsatz die Flora betrifft, bietet er nichts wesentlich neues gegen den früheren, der im Bot. J. f. 1901, p. 278, Ref. 71 referiert worden ist. Die Abbildungen betreffen die Fauna.

78. **Zacharias, O.** Zur Kenntnis der Planktonverhältnisse des Schöh- und Schluensees. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 26—32.)

Für das Plankton des Schöhsees werden 11 Algen (incl. Diatomeen) und 7 Mastigophoren angeführt; auffallend arm ist es an Diatomeen und *Gloeotrichia*. Sonst gleicht dieser See in seinen limnetischen Organismen im allgemeinen den andern von der Schwantine durchflossenen Wasserbecken; er enthält auch *Pleurocladia lacustris* und in der Uferzone häufig gewisse Fadenalgen wie *Hapalosiphon*, *Zygnema*, *Spirogyra* und *Mougeotia*.

Der grössere Schluensee ist ebenfalls arm an Diatomeen, *Gloiotrichia echinulata* scheint ganz zu fehlen, *Pleurocladia* ist vorhanden; auffallend ist das reichliche Vorkommen von *Anabaena macrospora*. Für das Plankton werden 18 Algen (incl. Diatomeen) und 6 Mastigophoren aufgezählt, die Menge der Dinobryen ist sehr gering.

79. **Voigt, M.** Neue Organismen aus Plöner Gewässern. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 38—46.)

Zu den Algen können gerechnet werden: 1. *Histionia Zachariasi* nov. gen. et nov. spec., ein winziger, mit *Bicosoeca* verwandter Flagellat, der auf *Closterium Ehrenbergi* aufsitzt. 2. *Hyalobryon Lauterborni* Lemm. var. *mucicola* Lemm., das Verf. an einer *Anabaena* und an Flocken von *Polycystis aeruginosa* gefunden und studiert hat; es wird auf Taf. II (Fig. 3 und 4) abgebildet.

80. **Voigt, M.** Einige Ergebnisse aus den Untersuchungen ostholsteinischer Seen. Mit 5 Abbild. i. Text. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 47—61.)

Von Algen ist nur zu erwähnen *Sphaeroeca volvox* Lauterborn, vom Verf. gefunden im November 1900 in einem Moor bei Plön und im Frühling 1901 im Plankton des Grossen Plöner Sees.

81. **Voigt, M.** Beiträge zur Kenntnis des Planktons pommerscher Seen. Mit 2 Tabellen u. 2 Abbild. i. Text. (Forschungsber. a. d. biolog. Station zu Plön, IX, 1902, p. 72—86.)

Die Resultate der Untersuchung von Planktonproben aus 22 Seen sind in einer Tabelle niedergelegt. Einzelne Bemerkungen finden sich noch zu folgenden Algen: *Gloiotrichia echinulata*, *Sphaerocystis Schroeteri*, *Ceratium hirundinella* und *Dinobryon*.

82. **Apstein, C.** Das Plankton der Ostsee. (Abhandl. d. deutsch. Seefischerei-Vereins, Bd. VII, 1902, p. 103—129.)

Im Plankton der Ostsee sind zwei grosse Gebiete zu unterscheiden: das eine, westliche, mit einem Salzgehalt über 10 $^0/_{00}$, bis Rügen reichend: ist charakterisiert durch eine starke Produktion von *Chaetoceros* in den verschieden-

Digitized by Google

sten Arten und in dem reichen Vorkommen verschiedener Ceratienformen; in dem anderen, östlich von Rügen, mit einem Salzgehalt bis 8 ‰, treten die *Chaetoceros*-Arten ganz zurück, die Ceratien fehlen, dafür ist *Limnochlide* massenhaft vorhanden. Von anderen Pflanzen sind zu erwähnen *Nodularia spumigena, Clathrocystis aeruginosa, Botryococcus, Trigonocystis* und *Pediastrum*, die letzteren aus Süsswasser bei Memel eingeschwemmt, ferner *Peridinium divergens, Dinophysis acuta* und *rotundata*, Silicoflagellaten und Diatomeen. Bezüglich der vertikalen Verteilung sind die pflanzlichen Organismen in der Oberflächenschicht am reichlichsten, so die Oscillarieen, Diatomeen und Peridineen, nur *Peridinium divergens* geht tiefer hinunter, in der Schicht von 50—100 m ist es ungefähr ebenso häufig wie in der obersten Schicht.

88. **Apstein, C.** Die Ostsee-Expedition 1901 des deutschen Seefischerei-Vereins. 8. Algen. (Abhandl. d. deutsch. Seefischerei-Vereins, Bd. VII, 1902, p. 133—140.)

Zunächst wird angegeben, welche Algen an den 18 untersuchten Stellen aus der Tiefe gefischt wurden, im ganzen 29 Arten. Auch diese Fänge ergeben eine pflanzengeographische Grenze zwischen Rügen und der schwedischen Küste (conf. Ref. 82). Im östlichen Abschnitt ist am häufigsten *Fastigiaria furcellata*, dann *Phyllophora Brodiaei, Rhodomela subfusca, Delesseria sinuosa, Sphacelaria racemosa, Cladophora rupestris;* ganz fehlte *Ceramium rubrum* und *Polysiphonia violacea* fand sich nur bei Slite. Boden aus Kies, Steinen oder Torf ist reich, Sandboden arm an Algen, Schlammboden frei von Algen.

84. **Batters, E. A. L.** A Catalogue of the British Marine Algae being a List of all the species of Seaweeds known to occur on the Shores of the British Islands, with the Localities where they are found. (Supplement to the J. of B., 1902, 107 p.)

Der Titel gibt den Inhalt des Buches ziemlich an, doch hätte wohl dabei erwähnt werden sollen, dass die Peridineen und Diatomeen von der Aufzählung ausgeschlossen sind. Im ganzen sind 259 Gattungen angeführt; nur bei einigen kritischen Arten sind Bemerkungen hinzugefügt. Bei 88 Arten hat Verf. eine Änderung in der Nomenklatur vorgenommen. Da 10 Jahre seit dem vorletzten Erscheinen eines solchen Katalogs vergangen sind, so wird er den englischen Algologen gewiss sehr willkommen sein.

85. **Fritsch, F. E.** Preliminary Report on the Phytoplankton of the Thames. (Ann. of Bot., vol. XVI, 1902, 9 pp.)

Die Untersuchungen sind im Juli und August zwischen Kew und Cookham ausgeführt; gesammelt wurden 16 *Chlorophyceae*, 5 *Conjugatae*, 29 *Bacillariales*, 5 *Schizophyceae*, 4 *Flagellatae*, doch ist die Zahl der im Plankton der Themse vorkommenden Arten jedenfalls eine grössere, da vereinzelte oder unbestimmbare Formen vorläufig nicht berücksichtigt worden sind, Verf. vielmehr nur die Verbreitung der gemeineren Arten studiert hat, in ihrer Abhängigkeit von äusseren Verhältnissen.

86. **West, W. and West, G. S.** The Alga Flora of Yorkshire. (Bot. Transact. of the Yorkshire Naturalists Union. V. Vol., 220 p.)

Nach einer Beschreibung des Gebietes werden auf 209 Seiten die bekannt gewordenen Algen aufgezählt, es sind 1044 Arten aus 189 Gattungen, von ihnen sind 55 für England neu. Den Namen ist das Vorkommen an verschiedenen Orten des Gebietes beigefügt und bei kritischen Arten sind auch Bemerkungen über ihre Kennzeichen hinzugesetzt. (Nach einem Ref. im J. of Bot., 40, 1902, p. 167.)

Digitized by Google

87. **Larder, J.** Lincolnshire Freshwater Algae. (Naturalist. London. 1902. p. 59—61.)

Nicht gesehen.

88. **Herdman, W. A.** Fifteenth Annual Report of the Liverpool Marine Biology Committee and their Biological Station at Port Erin. (Proc. a. Transact. of the Liverpool Biolog. Soc., vol. XVI, p. 27—108.)

Auf Seite 88 wird eine „schleimige Alge" erwähnt, die im Juni und Juli so massenhaft in Plankton auftritt, dass sie die Maschen des Netzes verstopft.

89. **West, W. and West, G. S.** A Contribution to the Freshwater Algae of the North of Ireland. (Transact. Royal Irish Academy, vol. XXXII, Sect. B. Pt. I, Aug. 1902, 100 pp, 8 Plates.)

Die Liste enthält 614 Arten und 107 Varietäten und Formen aus 139 Gattungen; bei interessanteren Arten sind kritische Bemerkungen hinzugefügt. 24 Arten sind neu für Grossbritannien, 12 werden als neue Arten beschrieben (die hier nicht genannt werden können). Das Plankton einiger Seen wird besonders behandelt. (Nach Ref. im Bot. C., 92. p. 184.)

90. **Börgesen, F.** The Marine Algae of the Färöes. (Reprinted from the „Botany of Färöes". Part II. Kopenhagen, 1902, p. 339—532.)

Der erste Teil, der die Süsswasseralgen enthält, ist besprochen im Bot. J. f. 1901, p. 277, Ref. 87. Durch die langen und sorgfältigen Untersuchungen des Verf. ist die Zahl der von diesen Inseln bekannten Meeresalgen von 115 auf 216 Arten vermehrt worden, und zwar sind es 88 *Rhodophyceae*, 73 *Phaeophyceae*, 46 *Chlorophyceae* und 14 *Cyanophyceae*. Die neuen Arten sind in unserem Verzeichnis angeführt. Von *Ectocarpus* und *Chilonema* werden Arten beschrieben, die wahrscheinlich neu aber nicht benannt sind. *Gayella* Rosenv. wird als Synonym zu *Prasiola crispa* gezogen. „Überall werden ausführliche Mitteilungen über den Bau, das Vorkommen und die Synonymik der betreffenden Arten gegeben und bei einigen schwierigen Gattungen, wie *Chantransia*, *Rhodochorton*, *Ectocarpus*, *Fucus*, *Acrosiphonia* u. a. wird eine Fülle von Abbildungen der beobachteten Formen reproduziert." (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 91, p. 9.)

91. **Gran, H. H.** Das Plankton des norwegischen Nordmeeres von biologischen und hydrographischen Gesichtspunkten behandelt. (Report on Norwegian Fishery- and Marine-Investigations, vol. II, 1902, No. 5, p. 1—222, Taf. I.)

„In der vorliegenden Arbeit werden die Resultate der Planktonuntersuchungen mitgeteilt, die im Laufe der Jahre 1900—1901 im Auftrage des Norwegischen Fischerei-Departements in Verbindung mit den wissenschaftlichen Fischereiuntersuchungen ausgeführt sind." Aus diesen bescheidenen Worten der Vorrede geht aber nicht hervor, dass wir hier ein Werk vor uns haben, welches geeignet ist, die Grundprobleme der Planktonforschung und ihre neuesten Ergebnisse zur allgemeinen Kenntnis zu bringen. Auch die Geschichte dieser Forschung wird in der Einleitung sehr gut dargestellt. Die nächste Aufgabe ist, nach Ansicht des Verfs., aufzuklären, welche Bedeutung die lokomotorische Wirkung der Meeresströmungen für die Verteilung der Organismen hat, und welche Variationen von rein biologisch wirkenden Faktoren abhängen, wozu es notwendig ist, die einzelnen Arten auf ihren Lebenscyklus und ihre Verbreitung in den verschiedenen Jahreszeiten genau zu studieren. Demgemäss beschäftigt sich das 2. Kap. mit der Biologie und Verbreitung ausgewählter Arten. *Halosphaera viridis* (die nordische Form ist vorläufig besser nicht von der typischen Art spezifisch zu trennen) ist im nordatlantischen

Digitized by Google

Ozean das ganze Jahr hindurch im Plankton zu finden, nur im Juni und Juli ist sie scheinbar verschwunden, weil sie dann in Form der Schwärmsporen (deren Bildung Verf. beobachtet hat), oder der ganz jungen kleinen Zustände existieren dürfte, die nicht im Netz zurückgehalten werden: *Halosphaera minor* ist wohl nur ein Jugendstadium von *H. viridis*. Diese ist also eine einjährige, ozeanische, holoplanktische Alge, eine Leitform für den östlichen Arm des nordatlantischen Stromes und gehört zu den interessantesten Planktonorganismen des Nordmeeres. Im Gegensatz zu ihr wird *Phaeocystis Pouchetii* nur zu gewissen Jahreszeiten im Plankton gefunden; dann aber massenhaft, wahrscheinlich ist sie neritischen Ursprungs, wofür auch die in der Kultur der Alge vom Verf. beobachteten Erscheinungen sprechen. Nach Besprechung der Diatomeen sagt Verf. von den Peridineen, dass er unter ihnen die besten Leitformen des Planktons gefunden hat. „Alle die allgemeinen Arten zeichnen sich dadurch aus, dass sie sehr regelmässig verteilt sind, so dass man mit einfachen Hilfsmitteln klare Vorstellungen über ihre Verbreitung erhalten kann. Sie haben auch den grossen Vorteil, dass sie das ganze Jahr hindurch im Plankton gefunden werden können, obschon selbstverständlich jede Art an jeder Lokalität ein ziemlich genau bestimmtes jährliches Maximum hat. Die ozeanischen Peridineen des Gebietes können in 4 biologische Gruppen geteilt werden:

1. arktische *(Ceratium arcticum)*, 2. boreale *(C. longipes)*, 3. temperiert-atlantische *(C. macroceros, horridum)*, 4. eingeschleppte südliche Formen *(C. compressum)*; die 4 genannten typischen Arten werden dann einzeln bezüglich ihrer Verbreitung besprochen.

Kap. 8. Plankton und Hydrographie, untersucht, inwieweit im Studium der Planktonorganismen ein Hilfsmittel für hydrographische Untersuchungen zu finden ist. Man kann dabei entweder von Artgenossenschaften oder von einzelnen Arten ausgehen. Gruppen solcher Arten bezeichnet Verf. als Plankton-Elemente und teilt diese ein in neritische, d. h. von der Küste abhängige und ozeanische, ferner jede dieser Abteilung nach der Verbreitung in die oben genannten Unterabteilungen: arktische, boreale und temperierte atlantische. Nachdem diese mit vielen Vertretern besprochen sind, werden die Planktonregionen behandelt, von denen Verf. folgende unterscheidet, deren Grenzen mit den Jahreszeiten und von Jahr zu Jahr freilich etwas variabel sind: a) die oberen Schichten bis ca. 100 m Tiefe: 1. Die Triposregion an der Färöer-Shetland-Rinne entlang der norwegischen Küste, 2. die Asterionella-Region um Islands Küste, 3. die Clio-Region im nördlichen und westlichen Teil des Gebietes, b) die unteren Schichten, in denen kein Pflanzenleben mehr gedeiht. Für die Hydrographie können also die Planktonstudien in zweifacher Hinsicht nützlich sein: „1. Bei der Abgrenzung der grossen Stromgebiete können die Resultate der Hydrographen kontrolliert werden, 2. wo Wasserschichten verschiedenen Ursprungs gemischt sind, können in vielen Fällen durch Planktonuntersuchungen die verschiedenen Bestandteile bestimmt werden."

In dem Kapitel IV, über die quantitative Verteilung des Planktons, wird der Reichtum der oberflächlichen Schichten hervorgehoben gegenüber dem geringeren Planktongehalt der tieferen Schichten, in denen natürlich, je nach der Wärme der Jahreszeit von 20 oder 60—80 m an, die Pflanzen fehlen. Die Peridineen haben ihre Optimumsbedingungen südlich vom Norwegischen Nordmeere, ihr jährliches Maximum in den wärmsten Monaten, August-September, ihr Minimum im März-April. *Halosphaera* verhält sich in der geographischen Verbreitung wie die Peridineen, während die Diatomeen nicht

Digitized by Google

so direkt von Licht und Wärme abhängig sind: durch ihre schnelle Vermehrung im Frühling nämlich erschöpfen sie die Nahrungsstoffe so rasch, dass diese im Sommer fehlen und die Vermehrung hemmen.

Im speziellen Teil werden zunächst die einzelnen Stationen besprochen und dann die Planktonorganismen in systematischer Reihenfolge. Die Algen sind vertreten durch: *Halosphaera*, *Phaeocystis*, *Dinobryon pellucidum*, *Coccolithophoriden*, *Silicoflagellaten*, *Pterosperma* (8 sp.), *Bacillariaceae* (79 sp.) und *Peridiniales* (29 sp.); die Gattungen *Peridinium* und *Ceratium* sind ausführlich behandelt und es werden als neu beschrieben zwei *Peridinium*-Arten und eine *Ceratium*-Art.

92. **Cleve, P. T.** The Plankton of the Northern Sea and the Skagerak in 1900. (Sv. Vet. Ak. Handl., Bd. 35, No. 7, Stockholm, 1902, 49 pp.)

Von den in jedem Monat gemachten Planktonfängen hat Verf. die mikroskopische Analyse gemacht und die von S. O. Pettersson gemachten hydrographischen Angaben hinzugefügt. Von Algen kommen Diatomeen und wenige Peridineen in Betracht. Die Arbeit enthält auch einige Ergänzungen zu der früheren über das Plankton der Nordsee im Jahre 1899 (conf. Bot. J. f. 1901, p. 275, Ref. 84).

98. **Levander, K. M.** Über das Herbst- und Winter-Plankton im Finnischen Meerbusen und in der Alands-See 1898. (Öst. bot. Zeitschr., 1902.)

Nicht gesehen.

94. **Carlson, G. W. F.** Om vegetationen i några smålandska sjöar. (Sv. Vet. Ak. Bih., 28, 1902, No. I.)

Ref. im nächsten Jahre.

95. **Nilson, A.** The vegetation of Sweden. (Sep.-Abdr. aus: Sweden, its people, and its industry, I. Physical Geography of Sweden. Kongl. Boktryckeriet, Stockholm, 1902, p. 51—60, mit 1 Karte u. Photographien.)

Nach Referat im Bot. C., 92, 207 wird in dieser Arbeit auch die Vegetation des Meeres in grossen Zügen geschildert.

96. **Svedelius, N.** Hafsalgar från Dagö. (Bot. Not., 1902, p. 225—228.)

Eine Liste von 11 Meeresalgen und 5 *Chara*-Arten, die von O. A. F. Lönnbohm an der Insel Dagö (am Rigaschen Busen) gesammelt sind. Bei *Fucus vesiculosus* macht Verf. einige kritische Bemerkungen über die Formen, von denen nach seiner Ansicht f. *angustifolia* und *subecostata* an den östlichen Küsten, f. *filiformis* an den westlichen Küsten der Ostsee verbreitet ist. (Nach Ref. im Journ. R. Micr. Soc., 1903, p. 67.)

97. **Hayrén, E.** Studien öfver vegetationen på tillandningsområdena i Ekenäs skärgård. (Studien über die Vegetation der neuen Landgebiete in den Ekenäs-Schären.) (Acta Soc. pro Fauna et Flora Fenn., 23, No. 6, 171 p., mit 4 Karten, Helsingförs, 1902.)

Die ausgeworfenen *Fucus*-Reste werden erwähnt und die in Buchten massenhaft auftretenden *Cladophora*- und *Chara*-Bestände. (Nach Ref. im Bot. C., 92, p. 341.)

98. **Skorikow, A. S.** Die Erforschung des Potamoplanktons in Russland. (Biolog. Centralbl., 22, 1902, p. 551—570.)

Ein Sammelreferat über russische Arbeiten, die das im Titel genannte Thema behandeln, in denen aber Algen nur wenig berücksichtigt zu sein scheinen.

99. **Zykoff, W.** Das pflanzliche Plankton der Wolga bei Saratow. (Biolog. Centralbl., 1902, p. 60—62.)

Eine Liste von 83 Algenarten und zwar *Schizophyceae* 1—8, *Bacillaria-*

Digitized by Google

ceae 9—28, *Conjugatae* 29—88, *Phytomastigophorae* 34—62, *Chlorophyceae* 68—88. Eine neue Art von *Pteromonas* ist erwähnt, aber nicht beschrieben. Es ergibt sich eine grosse Ähnlichkeit zwischen diesem Plankton der Wolga und dem der Oder.

100. **Zykoff, W.** Die Protozoa des Potamoplanktons der Wolga bei Saratow. (Zoolog. Anzeiger, 1902, Bd. 25, p. 177—180.)

Von Algen sind 25 *Flagellata* und 6 *Dinoflagellata* aufgezählt, darunter eine neue Art von *Pteromonas* (dieselbe wie bei Ref. 99), und eine von *Trachelomonas*, aber ohne Beschreibung. Verf. findet, dass das Plankton der Wolga reich an Arten ist.

2. Asien.

101. **Okamura, K.** Illustrations of the Marine Algae of Japan. (Vol. I, No. 6, p. 75—93, Pl. XXVI—XXX, Tokyo, 1902.)

Die ersten 8 Lieferungen sind im Bot. J. besprochen worden (vergl. Bot. J. f. 1901, p. 280, Ref. 98), über die 4. und 5. Lieferung hat Ref. nichts erfahren, die 6. ist im Bot. C., Bd. 90, p. 386 besprochen. Daraus entnehmen wir, dass hier abgebildet und beschrieben werden: *Lomentaria catenata* Harv. (mit Cystokarpien und Tetrasporangien), *Phacedocarpus japonicus* n. sp. (mit Cystokarpien und Tetrasporangien, nahe verwandt mit *Ph. Labillardieri*), *Cutleria cylindrica* n. sp. (von den anderen *Cutleria*-Arten durch ihren radialen Bau unterschieden und etwas an *Stilophora Lyngbyei* erinnernd), *Cladophora Wrightiana* Harv. und *Rhipidophyllon reticulatum* (Ask.) Heydr. (nach dem Verf. wäre es besser, *Rhipidophyllon* nicht von *Microdictyon* abzutrennen).

102. **Yendo, K.** The distribution of marine algae in Japan. (Postelsia, Year-book of the Minnesota Seaside Station, 1902, St. Paul. Minn., p. 179—192, pl. 19—21.)

Die Algenflora wird eingeteilt nach der pacifischen und japanischen Seite der Inseln und nach den dort herrschenden Meeresströmungen. In der ersten Abteilung sind 3 Zonen: 1. von den Kurilen bis zur Kinkwasan-Insel: eine subarktische Flora mit allmählicher Veränderung von dem einen bis zum anderen Ende, 2. vom Ende der ersten bis zum Südende der Kiushu-Insel, grosser Formenreichtum aus der Mischung der Floren warmer und kalter Ströme, im Süden tropisch werdend, 3. von da bis nach Formosa: eine meistens tropische Flora. Auf der andern Seite werden nur 2 Zonen unterschieden: 1. Von der Iki-Insel bis zur Ojika-Halbinsel: eine arme, subtropische Flora, 2. von da nach Norden hin: eine vom arktischen Strome beherrschte Flora, ähnlich der an der Ostküste von Yesso. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 92, p. 41.)

103. **Yendo, K.** Uses of marine algae in Japan. (Postelsia, Year-book of the Minnesota Seaside Station, 1901, St. Paul Minn., p. 3—18, Pl. 1—3.)

Besprochen werden etwa 20 Meeresalgen, die in Japan ökonomisch verwertet werden. Dem botanischen Namen ist der japanische und der Zweck, zu dem die Alge gesammelt wird, beigefügt. Meistens werden sie als Nahrung oder als Verzierung gebraucht, aus manchen wird Stärke gewonnen, einige dienen als Heilmittel, zur Bereitung von Agar-Agar u. s. w. Die künstliche Kultur der *Porphyra* wird genauer beschrieben und durch 2 Tafeln illustriert, die 3. Tafel zeigt die Gewinnung der *Laminaria*. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 92, p. 63.)

Digitized by Google

104. **Miyabe, K.** On the Laminariaceae and Laminaria-Industrie of Hok kaido. (Publications of the Hokkaido Governement of Japan, 1902, 4°, p. 1 198, with several Plates.)

Japanisch.

105. **West, W.** and **West, G. S.** A Contribution to the Freshwater Alga of Ceylon. (Transact. Linn. Soc. London, 2. Ser. Bot., vol. VI, Pt. 8, p. 128—21 Pl. 17—22.)

Während bisher noch sehr wenige Süsswasser-Algen aus Ceylon bekann waren, haben die Verff. durch die Sammlungen des Mr. W. G. Freema (1896—1897) ein sehr reiches Material von verschiedenen Örtlichkeiten e halten, in dem sie 895 Arten in 90 Gattungen bestimmt haben, noch dazu vo den Diatomeen nur die leicht erkennbaren Arten berücksichtigend. Da grösste Kontingent stellen die Desmidiaceen, deren Arten im allgemeine von tropischem Charakter sind; sie zeigen viel Übereinstimmung mit den vo Vorderindien, Singapore, den ostindischen Inseln, Madagaskar und dem nörd lichen Queensland bekannten Formen. *Phymatodocis irregularis*, bisher nur au Ostafrika bekannt, findet sich in Ceylon. Bemerkenswert sind einige eige tümliche neue Arten von *Staurastrum*. Wenig vertreten sind die *Confervacea* und *Ulotrichaceae*. Die neuen Arten, die wir hinten im Verzeichnis anführe sind mit lateinischen Diagnosen und vortrefflichen Abbildungen ausgestatte Bei den bekannten Arten werden die Masse angegeben. Die neuen Varietäte und Formen hat Ref. nicht berücksichtigt. Unter den *Raphidieae* wird ein neue Gattung *Desmatractum* beschrieben: Cellulae minutae, libere natante semper solitariae, late fusiformes vel ellipticae cum apicibus longe acuminati ad medium subito sed minute constrictae. Chromatophora pyrenoide singul praedita. Sie ist nur in einer Art vertreten.

106. **De Wildeman, E.** Les Algues de la Flore de Buitenzorg. (Ess d'une flore algologique de Java.) (Flore de Buitenzorg, publiée par le jardi botanique de l'État, 3ème Partie.) Gr. 8°, XI. 457 S., mit 149 Abb. i. T. un 16 Taf., Leiden (Brill), 1900.

Diese Algenflora beansprucht nicht als vollständig angesehen zu werde sie will besonders den Botanikern, die sich in Buitenzorg mit Algen beschäftige wollen, als ein Führer dienen und ihnen angeben, welche Arten und Gattunge sowohl von marinen als Süsswasserformen, bereits für Java bekannt sin Jede Art, sowie Gattung und höhere Abteilung ist mit einer kurzen französ schen Diagnose versehen, die Literatur ist nicht vollständig angeführt; b älteren Arten genügt ja die Verweisung auf De Tonis Sylloge. Voraus geschickt werden einige Angaben über Sammeln und Präparieren der Alge Im ganzen sind aufgeführt 203 Gattungen, am reichlichsten vertreten sind d Diatomeen mit 82 Gattungen, am schwächsten die Flagellaten m 3 Gattungen und 3 Arten. Die Auswahl der Textabbildungen scheint etwa willkürlich zu sein, auf den Tafeln sind grossenteils neuere, vom Verfass beschriebene Arten dargestellt; neue Arten sind in dem Buche nicht b schrieben.

107. **Gutwinski, G.** De Algis a Dre. M. Raciborski anno 1899 in insul Java collectis. (Bull. de l'Acad. d. scienc. de Cracovie, Classe d. sc. math. nat., Nov. 1902, p. 575—617, Tab. XXXVI—XL.)

Die hier veröffentlichte Liste enthält 170 Arten von Süsswasseralgen m Einschluss von Characeen und Diatomaceen, von ihnen sind für Niede ländisch Indien 7 Gattungen, 100 Arten und 18 Varietäten, für Java 7 Gattunge

Digitized by Google

108 Arten, 14 Varietäten und 2 Formen neu, so dass jetzt für Java 918 Arten bekannt sind. Das von Raciborski gesammelte Material war durch den Reichtum an tropischen, von den unsrigen abweichenden Formen ausgezeichnet; es fanden sich darin 16 neue Arten, 23 Varietäten und 21 Formen. Meistens handelt es sich um Desmidiaceen, die sehr sorgfältig abgebildet sind.

108. **Gutwinski, R.** Additamenta ad floram algarum Indiae Batavorum cognoscendam. Algae a cl. Dre, M. Raciborski in montibus vulcanis Krakatau et Slamat anno 1897 collectae. Una c. tab. (R. Ak. Krak. T., XXXIX, p. 287—307, Tab. V.)

Vom Krakatau werden 6 Bacillariaceen und 5 Cyanophyceen erwähnt, vom Goetji im ganzen 91 Arten, darunter bemerkenswert: *Hildebrandtia rivularis*. *Cladophora Raciborski* n. sp., *Scenedesmus costatus* var. *De Wildemanii* nov. var., *Scytonema Gomontii* n. sp., *Glaucocystis Nostochinearum* var. *Moebii* nov. var.: die meisten, nämlich 65 Arten, sind Bacillarieen.

Die neuen Arten und Varietäten sind auf der Tafel abgebildet.

109. **Beccari, O.** Nelle foreste di Borneo. Viaggi e ricerche di un naturalista. (Firenze, Tipografia di S. Landi, 1902.)

Nach dem Referat über das Buch im Bot. C., Bd. 89, p. 529 werden darin auf p. 422 eine *Delesseria* und eine *Bostrychia* als Süsswasserflorideen erwähnt.

110. **Cleve, P. T.** Plankton from the Indian Ocean and the Malay Archipelago. (Sv. Vet Ak. Handl. Bd. 35, No. 5, Stockholm, 1901, 58 pp., with 8 Plates.)

Von Algen kommen in Betracht die in der Aufzählung genannten: *Silicoflagellata*, *Chlorophyllaceae* (aus *Halosphaera viridis*), *Cyanophyceae* (nur *Trichodesmium erythraeum* und *Thiebaultii*), *Murracyteae*, *Dinoflagellatae* (sehr viele), *Diatomaceae* (sehr viele). Den Namen sind nur die Fundorte und Temperaturen und der Salzgehalt des Wassers beigefügt.

3. Afrika.

111. **Bohlin, K.** Etude sur la flore algologique d'eau douce des Açores. (Sv. Vet. Ak. Handl. Bih., Bd. 27, Afd. III, No. 4, Stockholm, 1901, p. 1—35, avec 1 planche.)

Nach einer kurzen Übersicht über die früheren algologischen Untersuchungen der Azoren behandelt Verf.:

1. Die Beschaffenheit dieser Inseln im allgemeinen, 2. die Algenflora der Seen, 3. die der Sümpfe und Bäche, 4. die der Luft, 5. die der warmen Quellen, und 6. den allgemeinen Charakter und die Herkunft der Algenvegetation daselbst, wobei er findet, dass der Charakter ein durchaus europäischer ist.

Die folgende Liste der vom Verf. gesammelten Arten umfasst deren 158, von denen 134 für das Gebiet neu sind; für dieses sind im ganzen 171 Süsswasseralgen bekannt. In der Liste sind, abgesehen von einigen neuen Varietäten oder Formen nur 2 neue Arten, eine *Mougeotia* und ein *Staurastrum*. Die neue Gattung *Chlorobotrys* hat er aufgestellt für *Chlorococcum regulare* West, das nicht in die Gattung *Chlorococcum* gehören soll, sondern in die Gruppe der *Chlorosaccaceae*. Diatomeen fehlen in der Liste, auch keine Florideen oder Phaeophyceen sind im Süsswasser der Azoren gefunden.

112. **Schmidle, W.** Beiträge zur Algenflora Afrikas. (Engl. J., 30, 1902, p. 58—68, Taf. II.)

Digitized by Google

Im ersten Abschnitt beschreibt Verf. 2 Algen aus heissen Quellen an Manjara-See (Ostafrika): *Mastigocladus laminosus* und *Spirulina Neumanni* n. sp. Der zweite Abschnitt enthält eine Liste von Algen aus Kamerun, die von Frau Missionär Bohner gesammelt sind; es sind *Schizophyceae* 18 Arten, *Chlorophyceae* 10 Arten, *Conjugatae* 18 Arten und von Florideen *Batrachospermum Bohneri* Schmidle 1898 und eine unbestimmte *Chantransia*-Art. Die neuen Arten, die in unserem Verzeichnis aufgeführt sind, werden meistens ausführlich beschrieben und abgebildet, ebenso eine nov. var. *africana* von *Trentepohlia ellipsicarpa* Schmidle.

118. **Schmidle, W.** Algen, insbesondere solche des Plankton, aus den Nyassa-See und seiner Umgebung, gesammelt von Dr. Fülleborn. (Bericht über die botanischen Ergebnisse der Nyassa-See und Kinga-Gebirgs-Expedition der Hermann- und Elise- geb. Heckmann-Wentzel-Stiftung, No. 5.) (Engl. J. 32, 1902, p. 56—88, Taf. I—III.)

In diesem systematischen Verzeichnisse sind die Algen (excl. Bacillariaceen) aufgeführt, welche Dr. Fülleborn 1898—1900 am und im Nyassa-See gesammelt hat; sie waren vorzüglich konserviert, gegen 50 Fläschchen enthielten Planktonmaterial aus dem Nyassa- und den umliegenden Seen. Aufgezählt werden 150—160 Arten der *Cyano-* und *Chlorophyceae*, vielfach mit längeren Anmerkungen; darunter sind 18 neue Arten und viele neue Varietäten und Formen. Auch eine neue Gattung *Characiella* wird beschrieben, die *Characium* nahe steht und deren einzige Art im Plankton vorkommt. Diagnose „Zellen zu schwimmenden, tafelförmigen, einschichtigen, unregelmässig begrenzten Familien verbunden, auf einer festeren, dünnen, hautartigen Gallerte aufsitzend und in einer zarten, nach aufwärts undeutlich begrenzten Gallerthülle steckend; von oben gesehen rund, von der Seite gesehen elliptisch. Chromatophor centrale sternförmig, mit centralem Pyrenoide und freier Stärke, an der Basis der Zelle einen kleinen Raum freilassend, in welchem der Zellkern sich befindet. Vermehrung anscheinend wie bei *Characium*". *Coelastrum Stuhlmanni* wird abgebildet, aber nicht im Texte erwähnt.

114. **Schmidle, W.** Das Chloro- und Cyanophyceenplankton des Nyassa und einiger anderer innerafrikanischer Seen. (Engl. J., Bd. 88, 1902, p. 1—38

In diesem Aufsatze ist das früher schon systematisch bearbeitete Material (s. Ref. 113) nach biologischen Gesichtspunkten zusammengestellt.

Vom Nyassasee wird behandelt:

1. Der See und die Fangmethoden,
2. die Chlorophyceen- und Cyanophyceen-Flora der Umgebung,
3. die Zusammensetzung des Limnoplanktons,
4. der Einfluss der Uferflora auf das Plankton (die Heimat der chlorophyll- und blaugrünen Planktonflora des Sees findet Verf. in den stillen überwachsenen Flussbuchten, den Sümpfen der Umgebung und dem Ufer-schlamm),
5. der Einfluss des Nyassa auf das Potamoplankton des Shire,
6. die Flora des Seegrundes,
7. die vertikale Verteilung des Planktons (mit Tabellen; das Algenplankton reicht im Nyassa bis in die grosse Tiefe von 90—100 m hinunter),
8. die horizontale Verteilung,
9. der Einfluss der Witterung und der Tageszeit,
10. quantitative Fänge,

Digitized by Google

11. die zeitliche Verteilung des Planktons (eine jährliche Häufigkeitsschwankung existiert auch hier),
12. das gesamte Material (in Tabelle VIII, p. 26—27, dargestellt).

Ferner wird das Plankton einiger anderer innerafrikanischer Seen behandelt; „nach den vorliegenden, freilich noch sehr unvollständigen Proben scheinen diese (7) kleinen, hochgelegenen Kraterseen des Kondelandes durch ein sehr armes Phytoplankton ausgezeichnet zu sein, in welchen Chroococcaceen vorherrschen; es ist am meisten demjenigen europäischer Alpseen vergleichbar."

115. **Schmidle, W.** Schizophyceae, Conjugatae, Chlorophyceae. In A. Engler, Beiträge zur Flora von Afrika, XXII, IV. (Engl. J., 30, 1902, p. 240—253, Taf. IV, V.)

Verf. behandelt hier die tropische, afrikanische Thermalalgenflora, die ihm eine deutliche Übereinstimmung mit derjenigen Süd-Europas, speziell Italiens zu zeigen scheint. Die Liste der im Material gefundenen Arten umfasst 36 Arten von *Schizophyceae*, 15 *Conjugatae* und 5 *Chlorophyceae*, darunter 14 neue Arten. Als neue Gattungen, mit je 1 Art, werden aufgestellt: Myxoderma mit Nostochopsis nahe verwandt, aber mit seitlich ansitzenden, nicht intercalaren Heterocysten (Nostochopsis Goetzei Schmidle 1900 n. sp. = Myxoderma G.); Chondrogloea, mit Mastigocladus und Nostochopsis verwandt, hierher auch Mastigocladus flagelliformis Schmidle 1900; Chaetonella, mit Rhizoclonium verwandt, aber reich und unregelmässig verzweigt.

116. **Hariot, P.** Quelques algues de Madagascar. (Bull. Mus. d'hist. Nat., Paris, 1900, p. 470—472.)

Die 80 in der Liste aufgeführten Algen sind meistens in der Gegend von Fort-Dauphin, einige bei Nossi-Bé gesammelt, alle sind marin und gehören grösstenteils zu den Florideen. Die neuen Arten, *Siphonocladus Delphini*, *Phacelocarpus affinis* und *Delesseria Ferlusii* sind mit kurzen Diagnosen versehen, die neuen Corallinaceen sind von Heydrich bestimmt und beschrieben (s. Ref. 216.)

4. Australien und Südsee.

117. **Laing, R. M.** Revised List of New Zealand Seaweeds. Part. II. (Trans. of the New Zeal. Institute, 1902, vol. XXXIV, issued July 1902, p. 327—359.)

Der erste Teil soll im vol. XXXII derselben Zeitschriften erschienen sein und ist dem Ref. bis jetzt nicht bekannt geworden; er scheint die Chloro- und Phaeophyceen enthalten zu haben, denn zu diesen wird ein Nachtrag von 3 Nummern gegeben. Die Nummern 96—386 dieses 2. Teiles enthalten Florideen, von denen zu einigen Arten kritische Bemerkungen gegeben sind.

118. **Tilden, J. E.** Algae collecting in the Hawaian Islands (Postelsia, 1902.) Nicht gesehen.

5. Amerika.

119. **Collins, F. S., Holden, J., Setchell, W. A.** Phycotheca boreali-americana. (Fasc. XIV, Malden, Mass., 1902.)

Die Kollektion enthält in Schachteln LI—LXXV folgende interessanten Arten: *Hyella caespitosa* Born et Flah., *Scytonema conchophilum* Humphr., *Proto-*

Digitized by Google

derma marinum Reinke, *Ralfsia Boneti* Kuck., *Rhodochorton Rothii* Näg., *Peys sonellia Dubyi* Crouan, *Melobesia Corallinae* Cr., *Lithophyllum Farlowii* Fosl *Lithothamnion californicum* Fosl., *L. circumscriptum* Strömf., *L. colliculosum* Fosl *L. compactum* Kjellm., *L. glaciale* Kjellm., *L. laeve* (Strömf.), *L. Lenormand* (Phil.) Fosl., *L. norvegicum* (Aresch.) Kjellm., *L. Ungeri* Kjellm., *Goniolitho Brassica-Florida* (Haw.), Fosl., *Hildebrandtia Prototypus* Nard.

120. **Tilden, J. E.** American Algae: Centurie, VI, 1902.

Die besonders interessanten Arten sind in Hedwigia, Bd. 41, p. (189 aufgeführt.

121. **Collins, F. S.** The marine Cladophoras of New England. (Rhodora vol. IV, 1902, p. 111—127, Pl. 86.)

Nach allgemeinen Bemerkungen über die Gattung *Cladophora* und ih Vorkommen in New England gibt Verf. einen Schlüssel zur Bestimmung de Arten und beschreibt dann die einzelnen Arten ziemlich ausführlich, mit An gabe der Literatur: es sind 4 Arten aus der Sektion *Spongomorpha* und 1 Arten aus der Sektion *Eucladophora*.

122. **Collins, F. S.** An algologist's vacation in Eastern Maine. (Rhodora vol. IV, 1902, p. 174—179.)

Verf. schildert im allgemeinen die Algenvegetation an der Küste vo Maine, bei Cutler, Machias und South Harpswell. Der Inhalt dieser Schilderun lässt sich nicht gut wiedergeben; die einzelnen wissenschaftlichen Unter suchungsresultate sollen später publiziert werden.

123. **Clements, F. E.** Additions to the Reported Flora of the State. (V Report on Recent Collections Studies in the Vegetation of the State I. Uni versity of Nebraska. Botan. Survey of Nebraska, 1901, p. 12—27, 1902.)

Nicht gesehen, soll Algologisches enthalten.

124. **Jennings, H. S.** A report of work on the protozoa of Lake Eri with special reference to the laws and their mouvements. (Bull. U. S. Fisher Comm. XIX, 1899 [1901], p. 105—114.)

Nicht gesehen.

125. **Mac Millan, C.** The Kelps of Juan de Fuca. (Postelsia, Yearbook of the Minnesota Seaside Station, 1901, St. Paul, Minnesota, p. 195—220 pl. 22—26.)

Von den im Gebiet vorkommenden Laminariaceen-Gattungen werde kurze Diagnosen gegeben und die Verhältnisse der Fortpflanzung, Struktu und Lebensweise werden für die ganze Familie kurz geschildert. Die Gat tungen sind: *Chorda, Alaria, Agarum, Thalassiophyllum, Laminaria, Hedophyllum Pleurophycus, Pterygophora, Eisenia, Cymathere, Costaria, Lessonia, Postelsia, Nereo cystis, Dictyoneuron, Macrocystis* und *Egregia*.

(Nach Ref. im Bot. C., 92, p. 40.)

126. **Riddle, L. C.** Algae from Sandusky Bay. (The Ohio Naturalist, 3 p. 317—319.)

Die Liste umfasst 70 Arten, von denen 44 bisher noch nicht aus diesen Gebiet bekannt waren. (Nach Ref. im Bot. C., 91, p. 180.)

127. **Kellermann, W. A.** Proposed Algological Survey of Ohio. (Ohio Naturalist, vol. 2, p. 219—228.)

Nicht gesehen.

128. **Yates, L. G.** The marine algae of Santa Barbara County, Californi (Bull. No. 3 Santa Barbara Society of Nat. Hist., Jan. 1902, p. 4—20.)

Digitized by Google

Die Liste umfasst 187 Meeresalgen; Cyanophyceen und Diatomeen sind nicht dabei. (Nach Ref. im Bot. C., 90, p. 555.)

129. **Farlow, W. G.** Thallophytes and Musci of the Gallapagos Islands. (Proc. Am. Acad. Arts a. Scienc., 38, 1902, p. 80—104.)

Von Algen werden aufgezählt 1 Cyanophycee, 6 Chlorophyceen, 12 Phaeophyceen und 28 Florideen, die meisten ohne weitere Bemerkungen. Neu sind *Glossophora galapagensis*, ähnlich der *Dictyota crenulata*, *Dasya Stanfordiana* und *Herpophyllon evalescens*, ein neues Florideengenus, dessen Stellung wegen der nicht bekannten Cystokarpien zweifelhaft ist; die Alge erinnert an *Peyssonnelia rugosa* oder eine niederliegende Form von *Kallymenia* oder *Constantinea*, sie bildet kreuzförmig geteilte Tetrasporangien in warzenförmigen Soris auf der Oberfläche des Laubes.

6. Arktisches und antarktisches Gebiet.

180. **Porsild, M. P.** Bidrag til en Skildring of Vegetationen paa Oen Disko tilligemed spredte topografiske og zoologiske Jagttagelser. (Essai sur la végétation de l'île de Disko avec observations détachées de topographie et de zoologie.) (Meddelelser om Gronland, T. XXV, p. 91—289. Résumé franç., p. 251—808, 17 fig. d. l. texte et 6 pl., 8°, Kjobenhavn, 1902.)

Wie aus dem Ref. im Bot. C., Bd. 92, p. 172, hervorgeht, sind bei der Schilderung der Vegetation der westlich von Grönland gelegenen Insel Disko die Meeresalgen nicht berücksichtigt. Reich an Algen sind die klaren Bäche und besonders die warmen Quellen; Chlorophyceen, Cyanophyceen und Hydrurus werden erwähnt.

181. **Wille, N.** Mitteilungen über einige von C. E. Borchgrevink auf dem antarktischen Festlande gesammelte Pflanzen. III. Antarktische Algen. (Nyt Mag. f. Naturvidensk., B. 40, H. III, Kr. a, 1902, p. 209—221, Taf. III, IV.)

Eingehend beschrieben werden *Prasiola crispa* (Lightf.) Menegh., zu welcher Art auch *P. antarctica* Kütz. gezogen wird und die sehr vielgestaltig ist, und *Merismopedium glaucum* var. *punctatum*. Andere Algen scheinen nicht gesammelt zu sein.

182. **Barton, E. S.** Algae und **Blackmann, V. H.** Peridineae. (Report on the Collections of Natural History made in the Antarctic Regions during the voyage of the „Southern Cross". London, 1902, 344 pp. LIII Plates, p. 320.)

Eine einfache Liste von 18 Meeresalgen, die im antarktischen Gebiet auf der im Titel genannten Expedition gesammelt sind, mit Angabe des Fundortes. Blackmann führt nur *Peridinium divergens* von der Adventure Bay in Tasmanien an.

183. **Skottsberg, Carl.** Några ord om Sydgeorgiens vegetation. (Bot. Not. 1902, p. 216—224 m. 1 Taf. — Mitteil. d. „Botan. Sektionen af Naturvetensk. Studentsöllsk. i. Upsala." 17. Okt. 1902.)

Verf. macht auf die üppige und formenreiche Vegetation des Meeres bei Südgeorgien und auf das regelmässige Vorkommen von *Ulva latissima* und *Enteromorpha Novae Hollandiae* an den Küstenfelsen aufmerksam. (Nach Ref. im Bot. C., 92, p. 82.)

II. Characeae.

184. **Migula, Sydow** et **Wahlstedt.** *Characeae exsiccatae.* (Fasc. VI, No 126—150, Nov. 1901.)

Digitized by Google

Die Namen der interessanteren Arten werden in Hedwigia, Bd. 4 p. (49) aufgzählt.

185. **Giesenhagen, K.** Untersuchungen über die Characeen. I. Heft, 8 145 p. Mit 4 Tafeln und 60 Textfig., Marburg (N. G. Elwert), 1902.

Im ersten Kapitel werden untersucht: die einzelligen Wurzelknöllche der *Chara aspera*, des *Lamprothamnus alopecuroides* und *Lychnothamnus macropogo* die mehrzelligen Bulbillen der *Chara baltica*, *Ch. fragifera* und *Ch. denticula* und endlich die Sternchen der *Ch. stelligera*. Die Verbreitung derartiger Organ in der Familie der Characeen wird festgestellt und es wird gezeigt, da sie in ihrem Bau dieselbe Regelmässigkeit besitzen, wie die andern Organ der Characeen: sie sind überall nur Modifikationen gewisser vegetativ Organe.

Im zweiten Kapitel zeigt Verf., dass auch bei der Ausbildung der Knote jeder Schritt der Zellteilung einer gewissen Gesetzmässigkeit unterliegt, ei Resultat, das hauptsächlich durch Mikrotomschnitte erreicht worden ist. (Nac Ref. in Hedwigia, 41, p. [115].)

186. **Goebel, K.** Morphologische und biologische Bemerkungen. 11. Üb Homologien in der Entwickelung männlicher und weiblicher Geschlechtsorgan (Flora, Bd. 90, 1902, p. 279—305.)

In der Einleitung werden mehrere Algen als Beispiel dafür angeführ dass Antheridien und Oogonien homologe Gebilde sind: im weiblichen Orga unterbleiben Zellbildungen, die im männlichen auftreten oder es werden Zelle steril, die dort noch zur Spermatozoidbildung dienen. Speziell behandelt werde die Characeen, wo die Untersuchung an *Nitella subtilissima* ausgeführt is Danach entspricht hier die erste Wendungszelle einer frühzeitig in der En wickelung zurückbleibenden Längshälfte des Antheridiums, die weitere Teilungen den entsprechenden im Antheridium und die Eizelle dem vordere oberen Oktanten des Antheridiums. Demgemäss ist die eine Wendungszel bei *Chara* und *Tolypella* einer Antheridiumhälfte analog. Den Wendungszelle wird eine ernährungsphysiologische Bedeutung zugeschrieben.

187. **Ewart, A. J.** On the Physics and Physiology of the Protoplasm Streaming in Plants. (Proc. R. Soc. London, vol. 69, 1902, p. 466—470.)

Gewisse Arten von *Chara* und *Nitella* können in ihren Zellen ei schwache Strömung 6 bis 8 Wochen bei voller Abwesenheit von freiem Saue stoff unterhalten. Bei günstigen Bedingungen dürfte der Reiz durch d Strömung in den Zellen von *Chara* und *Nitella* auf 1 bis 8 oder bis 20 mm i der Sekunde fortgepflanzt werden.

188. **Celakovsky, L. J.** Die Berindung des Stengels durch die Blattbase (Flora, 90, 1902, p. 433—465.)

Auf Seite 442—444 behandelt Verf. ganz kurz die Berindung des Stenge von *Chara*, die nach seiner Auffassung von dem Blatte ausgeht.

189. **Beck, G. v.** Neue Beobachtungen über Parthenogenesis im Pflanze reiche. (Sitz.-Ber. d. deutsch. nat.-med. Ver. f. Böhmen „Lotos", Jahrg. 190 N. F., Bd. 21, p. 151—153.)

Von Algen kommt nur *Chara crinita* in Betracht, für die, wie Verf. sag nach Migula Parthenogenese als sicher anzunehmen ist.

140. **Schröter, C.** und **Kirchner, O.** Die Vegetation des Bodensee II. Teil, enthaltend die Characeen, Moose und Gefässpflanzen. (Schriften d Vereins f. Geschichte des Bodensees und seiner Umgebung. Lindau i. B., 190 XXXI, gr. 8°, 86 pp., mit 3 Taf., 1 Karte u. Abb. i. T.)

Digitized by Google

Das erste Kapitel (p. 1—3) ist den Characeen gewidmet und enthalt die Besprechung folgender Arten: *Chara ceratophylla, Ch. contraria, Ch. aspera, Ch. dissoluta, Ch. rudis, Nitella opaca, N. hyalina* und *N. syncarpa.*

141. **Holtz, L.** Die Characeen der Provinz Pommern. (Mitteil. a. d. naturwiss. Verein f. Neuvorpommern und Rügen in Greifswald. 34. Jahrg., 1902 [Berlin, 1903], p. 103—104.)

Die kleine Arbeit enthält nur als Zusätze zu den früheren Arbeiten des Verfs. einige neue Standortsangaben.

142. **Salmon, C. E.** and **Bennett, A.** Norfolk Notes. (J. of B., 40, 1902, p. 94—101.)

Unter den aufgefundenen Pflanzen werden 4 *Chara*-Arten, 1 *Lychnothamnus* und 1 *Tolypella* erwähnt.

148. **Bullock-Webster, G. R.** Characeae from County Monaghan. (The Irish Naturalist, Dublin, XI, 1902, p. 141—146.)

Als neu für Irland werden *Nitella mucronata* und *N. flexilis* var. *nidifica* angegeben. Die Gegend ist reich an Sümpfen und Seen und diese enthalten viele Characeen, die bei ihrem Absterben zur Bildung des Mergelbodens beitragen sollen. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90, p. 158.)

144. **Crawford, F. C.** On the first recorded Occurence of *Chara baltica* in Ireland. (Trans. Bot. Soc. Edinburgh, XXII, p. 13.)

Nicht gesehen.

III. Chlorophyceae.

a) Allgemeines.

145. **Blackman, F. F.** and **Tansley, A. G.** A Revision of the Classification of the green algae. (Reprinted, with some rearrangements, from the New Phytologist, vol. I, 1902, p. 1—IV, 1—64.)

Für die Einteilung der Grünalgen scheint den Verff. besonders wichtig die Organisation der Schwärmsporen, weil sich in ihnen noch am meisten der Charakter der Flagellaten ausspricht, die als Stammformen anzusehen sind: also die Farbe und Gestalt ihrer Chromatophoren und die Stellung der Geisseln. Es werden danach 4 Klassen aufgestellt: *Isokontae, Stephanokontae, Akontae, Heterokontae.* Die *Heterokontae* sind schon früher charakterisiert worden (conf. bot. J. f. 1900, Ref. 9, p. 152); sie enthalten die *Chloromonadales, Confervales* (I. *Chlorotheciaceae*, II. *Confervaceae*, III. *Botrydiaceae*) und *Vaucheriales* (I. *Vaucheriaceae*, II. *Phyllosiphonaceae*). Die *Stephanokontae*, deren Schwärmsporen einen Wimperkranz haben, enthalten nur die *Oedogoniaceae.* Die *Akontae* entsprechen den *Conjugatae* Willes. Die *Isokontae* bilden den Rest der Chlorophyceen und sind folgendermassen eingeteilt: Series I. *Protococcales* mit 1. *Volvocineae* (*Polyblepharidaceae, Chlamydomonadaceae, Polytomaceae, Phacotaceae, Volvocaceae*), 2. *Tetrasporineae*, 3. *Chlorococcineae*, Series II. *Siphonales* (die sonst hier zusammengefassten Siphoneen mit Ausnahme der *Botrydiaceae* und *Vaucheriaceae* aber mit *Cladophoraceae* und *Sphaeropleaceae*), Series III. *Ulvales* (= *Ulvaceae*) und Series IV *Ulotrichales*; diese enthalten die früheren *Confervoideae* mit Ausnahme der vielkernigen Formen, der *Confervaceae* Borzi, der *Oedogoniaceae* und *Ulvaceae*; 9 Familien werden unterschieden, von denen am bemerkenswertesten die neu geordnete der *Chaetophoraceae* und die neu aufgestelle der *Microsporaceae* (nur *Microspora*) sind.

Digitized by Google

Alle Gattungen sind aufgeführt und, wie die höheren Abteilungen, mit Diagnosen versehen. Die Bibliographie enthält die alphabetisch angeordneten Gattungen, die seit 1890, also nach Wille's Bearbeitung der *Conjugatae* und *Chlorophyceae* in Engler-Prantls natürlichen Pflanzenfamilien aufgestellt worden sind mit den Literaturvermerken. Ein Index für das vorliegende System macht den Schluss.

146. **Gaidukov, N.** Über die Algen Stigeoclonium Kütz., Pseudopleurococcus Snow, Pleurococcus Chodat and Protoderma Kütz. (Tagebl. XI. Verein. russ. Naturf. und Ärzte, 1901, p. 475—476.)

Verf. fand, dass die sämtlichen Stadien des Entwickelungscyklus des *Pseudopleurococcus botryoides* Snow (*Stigeoclonium* Gaidukov in Arb. S. Petersb. Naturf.-Gesellsch., 1899) beschrieben wurden als die Stadien von *Stigeoclonium* (Famintzin, Cienkowski, Berthold, Gay, Klebs) viele als die von *Protoderma* (Hansgirg, Borzi), einige als die von *Pleurococcus* (Chodat). *Protoderma* Hansgirg und Borzi ist eine Form des *Stigeoclonium*, welche von Cienkowski, Berthold, Klebs und anderen beobachtet wurde. Deswegen ist *Pseudopleurococcus* keine besondere Gattung und gehört auch nicht zu der Gattung *Pleurococcus* (Chodat), sondern ist diese Form einem *Stigeoclonium* in *Protoderma*- und *Pleurococcus*-Zustand, bei welchen der Verf. auch andere Zustände des *Stigeoclonium* (Normal- und *Palmella*-Zustände) beobachtet hat.

Gaidukov.

b) Confervoideae.

147. **Letts and John Hawthorne.** The Seaweed Ulva latissima and its relation to the Pollution of Sea Water by Sewage. (Proc. R. Soc. Edinburgh, vol. 28, 1902, p. 268—295, mit 8 Tafeln.)

Eine Untersuchung über die Beteiligung der *Ulva* an der Entstehung übler Gerüche bei der Ebbezeit. Ausführlich werden behandelt die chemischen Umsetzungen, welche bei der Fäulnis der Ulven entstehen, die chemische Zusammensetzung der Alge selbst, die Beteiligung der Bakterien an der Zersetzung und das Verhältnis des Vorkommens der Ulven zu den Fäulniserscheinungen; auf das letztere beziehen sich die zwei letzten Tafeln, während die erste junge Exemplare der *Ulva* im gepressten Zustand farbig darstellt. Wenn *Ulva* im Wasser fault, so wird sie durch einen Sporen bildenden Bacillus zersetzt; es entstehen Propionsäure und einige andere fette Säuren in geringerer Menge, Kohlendioxyd und Wasserstoff, vermutlich durch Zersetzung der Eiweisskörper der Alge. Dann tritt ein anderer Mikroorganismus auf, durch den Schwefeleisen und Schwefelwasserstoff gebildet wird, wahrscheinlich aber aus den Sulfaten des freien Seewassers oder des in der Alge enthaltenen, nicht aus ihren Eiweissstoffen.

148. **Reed, Minnie.** Two new ascomycetous fungi parasitic on marine algae. (Univ. of California Publications, Botany, vol. 1, p. 141—164, Pl. 15—16.

Es werden zwei Fälle beschrieben, in denen Ascomyceten sich mit marinen Chlorophyceen vereinigen und so gewissermassen Flechten bilden, bei denen die Gestalt durch die Alge bestimmt wird; die Perithecien sind als punktförmige Erhabenheiten auf dem Thallus sichtbar. Die Pilze gehören der Gattung *Guignardia* an, der eine, *G. Ulvae* n. sp., lebt auf *Ulva californica* an der kalifornischen Küste, der andere, *G. Alaskana* n. sp., auf *Prasiola borealis* n. sp. an der Küste von Alaska. Die neue *Prasiola* hat am meisten Ähnlichkeit mit *P. furfuracea* Menegh.

Digitized by Google

149. **Gaidukov, N.** Über die Algen Ulothrix flaccida Kütz. und Uronema Lagerh. (Tagebl. IX. Verein. russ. Naturf. u. Ärzte, 1901, p. 476.)

Die Reinkultur von *Ulothrix flaccida* auf Agar-Agar mit 0,8 % Knopscher Lösung wurde im Laufe ca. eines Jahres gezüchtet. Im Frühjahr und im Sommer war die Form dieser Alge dieselbe, wie in der Natur, doch von Oktober bis Februar waren die Fäden sehr kurz und deren Endzellen waren ganz ähnlich denen der *Uronema* zugespitzt. Ein Hauptunterschied der Gattung *Uronema* von der Gattung *Ulothrix* war, dass die erste zugespitzte Endzellen hätte. Da solche auch bisweilen bei *Ulothrix flaccida* vorkommen, so ist obiger Hauptunterschied falsch und kann also die Gattung *Uronema* nicht weiter als eine selbständige bestehen bleiben und muss mit der Gattung *Ulothrix* vereinigt werden. Gaidukov.

150. **Wille, N.** Membranstructur og akinet dannelse hos slaegten Bumilleria. (Nyt. Mag. f. Naturw., Bd. 40, 1902, p. 117.)

Nicht gesehen.

151. **Hazen, T. E.** The Ulothricaceae and Chaetophoraceae of the United States. (Memoires of the Torrey Bot. Club, XI, p. 135—250, pl. 20—42, 1902.)

Von *Ulothricaceae* sind 27, von *Chaetophoraceae* 29 Arten beschrieben, davon etwa 9 als neu für das Gebiet. Einige von Wolle und anderen Autoren aufgestellte Formen werden als zweifelhaft ausgeschaltet. *Stichococcus* wird zu den *Ulothricaceae*, *Microthamnion* zu den *Chaetophoraceae* gerechnet, *Stigeoclonium* bekommt den alten Namen *Myxonema* Fries. Auch werden einige neue Beobachtungen über die Fortpflanzung der hierhergehörigen Algen, besonders über die Zoosporen von *Microspora* mitgeteilt. Die neuen Arten sind in unserem Register aufgeführt, nach dem Ref. im Bot. C., 90, 672; das Original hat Ref. nicht gesehen.

152. **Fritsch, F. E.** Observations on the young plants of Stigeoclonium Kütz. (Beihefte z. Bot. C., 1902, Bd. XIII, p. 368—387, Taf. XI—XII.)

Die Ergebnisse seiner Untersuchungen fasst Verf. folgendermassen zusammen: 1. In den Arten von *Stigeoclonium*, die wohl entwickelte Haare besitzen, beginnen diese sich sehr frühzeitig zu entwickeln. Dasselbe ist der Fall mit der Verzweigung, die in einem frühen Zustand sichtbar wird, wenn die alte Pflanze überhaupt dicht verzweigt ist. 2. Die Entwickelung des basalen Teiles variiert bei den verschiedenen Arten sehr und auch bei derselben Art innerhalb gewisser Grenzen. In manchen Fällen kann er ganz fehlen, dann ist die junge Pflanze durch eine besondere Basalzelle angeheftet, wobei sich oft noch nachträglich Rhizoiden bilden. 3. Dieser letztere Typus von jungen Pflanzen ist früher noch nicht näher beschrieben worden; man muss annehmen, dass er durch eine dritte Art der Entwickelung entsteht, anders als die zwei von Berthold beschriebenen. 4. Die Bildung von Rhizoiden variiert ausserordentlich bei den verschiedenen Arten. 5. Die Zellen des Protococcus-Zustands, die oft durch den Zerfall der *Stigeoclonium*-Fäden entstehen, können direkt zu neuen Pflanzen auswachsen, wie es Famintzin schon gesehen hat. 6. Unter gewissen Umständen kann sich um die Fäden eine schleimige Scheide bilden, ohne dass dabei die Zellen aus ihrer Lage kommen. 7. Es wird eine neue Varietät *(simplex)* von *St. farctum* Berth. beschrieben, die leicht an dem gänzlichen Mangel von Verzweigung an den aufrechten Fäden zu erkennen ist. 8. Die epiphytischen Arten von *Stigeoclonium* und die Arten von *Herposteiron*, die septierte Haare besitzen, sind sich so ähnlich, dass die letzteren wohl nur Entwickelungszustände der ersteren sind. 9. Beschrieben werden gewisse

Digitized by Google

endophytische und epiphytische Formen, besonders zu *Endoderma* gehörende, nämlich eine breitzellige und eine schmalzellige Form. Die erste gehört vielleicht zu *St. nanum*, die Zellen der letzteren wachsen direkt in echte *Stigeoclonium*-Fäden aus.

158. **Fritsch, F. E.** Observations on species of Aphanochaete Braun. (Annals of Bot., vol. XVI, No. LXII, June 1902, p. 408—412, fig. 22, 1—7.)

Beschreibung und Abbildung der Entwickelung von *Aphanochaete (Herposteiron) polychaete* Fritsch. Alle Arten von *Aphanochaete* bilden Zoosporen mit 4 Cilien. Da nach des Verf. Untersuchungen die Haare von *Herposteiron* nicht septiert sind und keine Scheide an ihrer Basis besitzen, so zieht er die Arten dieser Gattung (*confervicola* und *polychaete*) zu *Aphanochaete*. Die Gattungen *Chaetosphaeridium*, *Dicoleon* und *Conochaete* werden mit je einer Art aufrecht gehalten. Bei *A. polychaete* kommen eigentümliche Zellen mit rotem, körnigem Inhalt vor, deren Bedeutung noch fraglich ist; ebenso ist es bei jungen Pflanzen von *Stigeoclonium*.

154. **Brand, F.** Zur näheren Kenntnis der Algengattung *Trentepohlia* Mart. (Beihefte z. Bot. Centralbl., XII, 1902, p. 200—225, Taf. 6.)

Da manche unserer einheimischen Trentepohlien noch gar nicht genügend bekannt sind, so hat Verf. eine genauere Untersuchung vorgenommen. Er bespricht die Zellwand, die „Cellulosehütchen", die sich als Membranreste abgestorbener Spitzenzellen oder terminaler Sporangien ergeben, die Querwände und ihre Tüpfelbildung, Wachstum und Verzweigung. Zu den schon bekannten Kugel-, Haken- und Flaschensporangien fügt Verf. als 4. Form die Trichtersporangien: sie sind im reifen Zustand queroval und besitzen zwei aufeinander folgende kurz trichterförmige Celluloseringe, welche sich zwischen ihnen und ihrer ebenfalls trichterförmig endigenden Tragzelle ausbilden und schliesslich als ganz selbständige Gebilde differenzieren. Aus den physiologisch-biologischen Verhältnissen sei erwähnt, dass die Arten, welche Kugel- und Flaschensporangien besitzen und Schwärmsporen entlassen, besonders an senkrechter Unterlage wachsen, die Arten aber, deren Haken- oder Trichtersporangien abbrechen und vom Winde verschleppt werden können, auf horizontaler Unterlage vorkommen. Polymorphismus tritt auch hier stark auf. Nach einigen Angaben über Präparierung und Färbung beschreibt Verf. 2 neue Arten (*T. Negeri* und *T. annulata*) und eine nov. forma *punctata* von *T. aurea*.

155. **Fritsch, F. E.** The Structure and Development of the young plants in Oedogonium. (An. of Bot., XVI, 1902, p. 467 - 485 with 8 fig. in the text.)

Die Ergebnisse der 4 Kapitel in dieser Arbeit sind folgende: 1. Gewisse Typen der Wurzelenden sind für gewisse Arten von *Oedogonium* charakteristisch, so kommen Haftscheiben neben fadenförmigen Rhizoiden vor bei *Oed. calcareum*, *capillare* und *stagnale*, die letzteren allein bei einer gewissen unbestimmten Art vom Severn-Fluss, und Haftscheiben neben sackförmigen basalen Enden bei *Oed. cardiacum*. 2. Die braune Substanz, die sich so häufig um die Basis junger *Oedogonium*-Pflanzen ausgeschieden findet, besteht aus Eisenoxyd oder einem Salz desselben. 3. Die Abstossung der obersten Membrankappe ist keineswegs die Regel in dieser Gattung, obwohl sie fast konstant bei einigen Arten vorkommt, z. B. bei *Oed. cardiacum*. 4. Der farblose Zustand, in den die Fäden dieser Alge manchmal übergehen, ist wahrscheinlich das Zeichen eines allmählichen Absterbens der Pflanze.

156. **Fritsch, F. E.** The Germination of the zoospores in *Oedogonium*. (Annals of Botany, vol. XVI, No. 62, June 1902, p. 412—417, fig. 23.)

Digitized by Google

Die Keimung wird für *Oedogonium capillare* genau und etwas anders, als es die früheren Autoren angegeben haben, beschrieben. Zuerst bildet sich das obere Ende, dann das Wurzelende. Die erste Kappe wird bei dieser Art und einigen andern nicht bestimmten Arten nicht abgeworfen.

157. **Keller, Ida.** A peculiar condition of *Oedogonium*. (Proc. of the Acad. of Nat. Sc. of Philadelphia, 53 [1901], 1902, p. 598—601.)

In einem am Fenster stehenden Glasgefäss wurde ein *Oedogonium* beobachtet, das im Winter sein Chlorophyll verlor und die farblosen Zellen mit Stärke anfüllte; während des Sommers stellte sich das Chlorophyll wieder ein, aber im Herbst wurden keine Oogonien gebildet. Die chlorophylllosen Zellen gehen nicht zugrunde.

158. **Brand, F.** Die Cladophora-Aegagropilen des Süsswassers. (Hedwigia, XLI, 1902, p. 34—71, Taf. I.)

Durch diese gründliche Arbeit werden die noch vielfach unverständlich gelassenen Verhältnisse der *Aegagropila* aufgeklärt. Zunächst wird Bau und Wachstum der vegetativen Fäden besprochen; die Maximalgrösse für jede Einzelpflanze ist bestimmt und gering (höchstens 8 cm), das Wachstum ausserordentlich langsam. Sie haben eine unbegrenzte Lebensdauer, aber wenn die Maximalgrösse erreicht ist, so sterben sie in gleichem Masse von hinten ab, als sie nach oben zunehmen. Durch dieses Absterben älterer Zellen werden auch die Äste frei und ermöglichen die Vermehrung der Pflanze, denn es werden weder Schwärmsporen noch Akineten gebildet. Typische Wurzelenden finden sich nie an den Pflanzen, die nach Umkehrung ihrer Lage auch aus dem erst unteren nun nach oben gerichteten Ende Äste treiben, bipolar werden. So sind die hydrophilen *Aegagropila*-Formen typisch wurzellose Pflanzen, ohne polare Gliederung in einen cauloiden und einen rhizoidalen Abschnitt. Ihre accessorischen Rhizoiden können sich aus jedem Abschnitte der Pflanze und nach jeder Richtung entwickeln. Als neutrale Sprosse werden die rhizoidähnlichen, schwachen, chlorophyllärmeren Sprosse bezeichnet, bei denen es von äusseren Umständen abhängt, ob sie sich in Haftorgane — Rhizoide und „Cirrhoide" — umwandeln, oder in den vegetativen Zustand zurückkehren; letzteres kann direkt geschehen oder indirekt, durch Ausbildung von „Stoloniden". Die Aegagropilen leben auf dem Grunde von Seen oder anderen nicht strömenden Wässern, dem Boden aufliegend oder frei schwebend. Ihre Aggregatform: Ballen, Watten, Rasen, Polster, ist von den Lebensverhältnissen, nicht von dem Charakter der Art abhängig, kugelige Ballen entstehen nur, wenn sie beständig durch Wellenschlag oder andere Umstände in Drehung gehalten werden.

Was die Systematik betrifft, so unterscheidet Verf. 2 Unterabteilungen der Abteilung *Aegagropila* der Gattung *Cladophora*: *Eunaegagropila* und *Cornuta*. Zu ersterer rechnet er: 1. *Cl. Linnaei* Kütz., 2. *Cl. Martensii* Menegh., 3. *Cl. profunda* Brand, von der eine nov. var. *Nordstedtiana* beschrieben wird, 4. *Cl. holsatica* Kütz., 5. *Cl. armeniaca* Brand (= *Aeg. muscoides* var. *armeniaca* Witt.), 6. *Cl. Sauteri* Kütz., von der die nov. var. *Borgeana* beschrieben wird; letztere wird nur durch *Cl. cornuta* Brand repräsentiert. Unter den ungenügend bekannten Arten ist eine neue: *Cl. Dusenii*. Aus der Sektion zu streichen sind *Cl. Leprieurii* Kütz. und *Cl. contorta* Zeller; *Cl. muscoides* Menegh. ist, als ungenügend charakterisiert, überhaupt zu streichen.

Digitized by Google

159. **Zederbauer, E.** „Seeknödel"-ähnliche Ballenbildung durch *Cladophora cornea* Kütz. (Verh. k. k. zool.-bot. Ges., Wien, 1902, 52, p. 155—159, mit 4 Abb. im Text.)

Die vom Verf. untersuchten Ballen stammen von der Küste von Rovigno, er beschreibt hauptsächlich die verschiedenen Haftorgane und die Entstehung der Ballen. Diese bleiben hier immer massiv, weil in der Mitte ein Steinchen oder ein kleiner Knollen einer Kalkalge vorhanden ist. Die Alge hat Verf. als *Cl. cornea* Kütz. bestimmt; Ref. hat *Aegagropila*-Ballen, welche er ebenfalls aus Rovigno erhalten hat, als *Cladophora Echinus* bestimmt.

160. **Magnus, P.** Eine kurze Bemerkung zur *Cladophora spongophila* Koorders. (Hedwigia, 41, 1902, p. [28]—[24].)

Die von Koorders 1901 beschriebene Alge (vgl. B. J. f. 1901, p. 290, Ref. 150) kann nach Verf. keine *Cladophora* sein, er hält sie für identisch mit *Trentepohlia spongophila* A. Web. v. B. und bezeichnet sie als *Gongrosira spongophila* (A. Web. v. B.) Magnus. Verf. kommt also zu demselben Resultat wie A. Weber von Bosse.

161. **Eichler, B.** Sur une algue du genre *Cladophora* causant la mort du Lymnaeus stagnalis. (Wszechswiat, T. XX, 1901, p. 656.)

Nach den Beobachtungen des Verfs. keimen die Zoosporen dieser Alge *(Cladophora oligoclona?)* immer nur auf dem Gehäuse von Limnaeus stagnalis, aber durch die langen Fäden der Alge wird das Tier in seiner Beweglichkeit gehemmt und geht früher oder später zugrunde. (Nach Ref. im Bot. C., 90, 669.)

162. **Timberlake, H. G.** Starch formation in *Cladophora*. (Meet. Bot. Central States.) (Science. N. S., vol. XV, p. 457—458.)

Nicht gesehen.

c) Siphoneae.

163. **Wright, E. P.** Note on Bryopsis plumosa. (Notes from the Botan. School of Trinity College Dublin, No. 5, Aug. 1902, p. 174—175, Pl. IX, fig. E. F.)

Bei der Kultur von *Bryopsis plumosa* fand der Verf., dass bei kaltem Wetter einige der Fiedern sich verlängerten, sich abschnürten und schliesslich lange unregelmässige, an *Vaucheria* erinnernde Schläuche bildeten. An einigen derselben erschienen Plasmaansammlungen, wie bei der Oogonienbildung, doch entstanden keine Fortpflanzungsorgane. Schliesslich starben die Pflanzen unter dem Einfluss einer kleinen parasitischen Alge ab.

(Nach Ref. im Bot. C., Bd. 92, p. 488.)

164. **Pitard.** Cristallisation artificielle intracellulaire du pigment des Vaucheria. (Proc. verb. Soc. Linnéenne de Bordeaux, vol. LVI, 1901, p. 106.)

Die *Vaucheria*-Fäden werden in die Lösungen A und B gelegt, deren Zusammensetzung aber nicht angegeben wird. Beim Einlegen in A entstehen grüne Kristalle, die Chlorophyll sein sollen und in B braune Kristalle, die Xanthophyll sein sollen. (Nach Ref. im Bot. C., 90, p. 283.)

165. **Ernst, A.** Sur un nouveau genre et une nouvelle espèce des Siphonées, le Dichotomosiphon tuberosus. (C. R. des séances d. l. Soc. Helvétique d. scienc. nat. 1902 und Bull. Herb. Boiss., 2. Ser., II, p. 892.)

Siehe das folgende Referat.

Digitized by Google

166. **Ernst, A.** Siphoneen-Studien. 1. Dichotomosiphon tuberosus (A. Br.) Ernst, eine neue oogame Süsswasser-Siphonee. (Beihefte z. bot. C., 1902, Bd. XIII, p. 115—148, Taf. VI—X.)

Die hier neu beschriebene Siphonee ist die bisher nur steril bekannte *Vaucheria tuberosa* A. Br. Verf. hat sie lebend in einem Graben bei Genf gefunden und ihre Entwickelung und Fortpflanzung in der Kultur studiert. Der Thallus besteht aus farblosen Rhizoiden und freien grünen, dicho- bis polytomisch verzweigten Schläuchen, die auch Seitenzweige bilden. Die Äste sind an der Basis auf die Hälfte des Durchmessers ringförmig eingeschnürt und längere Fadenglieder zwischen den Verzweigungsstellen durch ähnliche Einschnürungen zellenartig segmentiert mit Verdickung der Membran an diesen Stellen, was an *Halimeda* u. a. erinnert. Als Assimilationsprodukt und Reservematerial kommt, nicht wie bei *Vaucheria* Öl, sondern Stärke in allen Teilen der Pflanze, im besonderen auch in den Rhizoiden und den Fortpflanzungszellen vor. Die Geschlechtsorgane gleichen sonst ganz denen von *Vaucheria*, es werden akrogene Oogonien gebildet und Antheridien an den Endzweigen derselben Tragsprosse; die kugelige Oospore besitzt eine dreischichtige Membran und keimt nach einem Ruhestadium. Ausserdem zeigt *Dichotomosiphon* eine eigentümliche, bei keiner anderen Siphonee vorkommende ungeschlechtliche Fortpflanzung in der Bildung sogenannter Tuberkeln oder Brutkeulen, die am Ende rhizoidenartiger Seitenzweige gebildet werden, vollständig mit Reservestoffen angefüllt sind und meistens nach einem Ruhestadium keimen. Die 5 kolorierten Doppeltafeln sind sehr schön ausgeführt.

167. **Kuckuck, P.** Zur Fortpflanzung von Valonia Gin. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 855—857.)

Bei *Valonia ovalis* bilden sich die Zoosporen am oberen Ende der Blase, ohne dass dieses sich durch eine Querwand abgliedert, und treten durch mehrere punktförmige Löcher der Membran ins Freie, so dass das Innere der Blase direkt mit der Aussenwelt kommuniziert. Später schliessen sich die Löcher wieder und die Bildung der Zoosporen kann sich wiederholen. Diese haben 2 Cilien und keinen Augenfleck, sie kopulieren nicht. Bei *V. macrophysa*, die im Helgoländer Aquarium auch fruktifizierte, besitzen die Zoosporen einen grossen roten Augenpunkt und 4 Cilien. Ausführliche Mitteilungen sollen folgen.

d) Protococcoideae.

168. **Serbinow, J. L.** Über eine neue pyrenoidlose Rasse von Chlamydomonas stellata Dill. (Bull. du Jardin Imp. Bot. de St. Pétersbourg, II, 1902, p. 141—153, mit 2 Taf.)

Die Abhandlung ist in russischer Sprache veröffentlicht, die vom Verf. deutsch geschriebene Zusammenfassung der Ergebnisse ist in Hedwigia 41, p. (230) abgedruckt. Danach beschreibt hier der Autor zuächst eine von ihm erfundene Methode, verschiedene Chlamydomonaden in Symbiose mit Saprolegniaceen und Bakterien mehrere Jahre lang zu kultivieren. Ferner beschreibt er die von ihm im St. Petersburger Gouvernement gefundene Form von *Chlamydomonas*, welche ganz der *Ch. stellata* Dill. gleicht, aber kein Pyrenoid besitzt. Sie wurde nach der oben angegebenen Methode kultiviert und in ihrer Entwickelung verfolgt. Wahrscheinlich ist auch *Ch. reticulata* Goroschankin nur eine pyrenoidlose Form einer anderen Art, und es ist das Vor-

Digitized by Google

kommen solcher pyrenoidloser Raccen in dieser Familie darum wahrscheinlich, weil sie in ihrer Organisation noch nicht ganz definitiv ausgebildet sein dürfte.

(Vergl. auch das Ref. im Bot. Centralbl., Bd. 91, p. 40.)

169. **Stempell, W.** Über die Fortpflanzung der Protozoen. (Mitteil a. d. naturwiss. Verein f. Neuvorpommern und Rügen in Greifswald, 84. Jahrg., 1902 [Berlin, 1903], p. 89—97.)

Der Aufsatz gibt nur eine zusammenfassende Übersicht und einige theoretische Betrachtungen. Dem Verf. scheinen ungünstige äussere Lebensverhältnisse die primären Ursachen für den ganzen Befruchtungsprozess der Protozoen zu sein. Von Algen sind nur *Pandorina*, *Eudorina* und *Volvox* als Beispiele angeführt.

170. **Hübner, Otto.** Neue Versuche aus dem Gebiet der Regeneration und ihre Beziehungen zu Anpassungserscheinungen. (Zoolog. Jahrbücher. Abt. f. Systematik, Bd. 15, 1902, p. 461—498, Taf. 28—29.)

Aus den mit *Volvox* angestellten Versuchen, bei denen Stücke aus den Kolonien herausgeschnitten wurden, schliesst Verf., dass hier eine vollständige Scheidung in somatische und Keimzellen stattgefunden hat und dass die ersteren nicht imstande sind, aus sich heraus das Ganze wieder hervorzubringen.

171. **Matruchod, L. et Molliard, M.** Variations de structure d'une Algue verte sous l'influence du milieu nutritif. (Revue générale de Bot., XIV, 1902, p. 198—210, 254—268, 316—332, Pl. 7, 8 et 9.)

Die vorläufige Mitteilung über diese Untersuchungen ist bereits 1900 erschienen (conf. Bot. J. f. 1900, p. 174, Ref. 155). Die Ergebnisse der vorliegenden ausführlichen Abhandlung sind etwa folgende: Die Alge *Stichococcus bacillaris* wurde nach der Methode von Beyerinck auf Gelatine und im Innern derselben gezüchtet. Sie braucht zwar nicht viel Sauerstoff, ist aber doch nicht ganz anaerob. Die verschiedenen organischen Substanzen verändern teils die Intensität der Entwickelung, teils die Färbung: in ersterer Hinsicht kann man 3 Gruppen unterscheiden: Die Glykosen als sehr fördernd, Gummi, Dextrin, Glycerin und Mannit als einfach ernährend, die Saccharosen, Pepton, Inulin und Stärke als schlechte Nährmittel. Hinsichtlich der Färbung lassen die Saccharosen der Alge ihre natürliche Farbe, Glycerin und Mannit färben sie etwas dunkler, bei Dextrin, Inulin und Stärke wird sie etwas bläulich, bei Pepton charakteristisch olivengrün, bei Glykosen gelblich. Von den mineralischen Nahrungsmitteln sind die Ammoniaksalze brauchbar, während die salpetersaueren nicht assimiliert werden; Substanzen, die bei gewisser Konzentration giftig sind, wie Kupfersulfat und salzsaures Chinin, können bei äusserster Verdünnung als Nahrungsmittel dienen. Für jeden Stoff, mit dem sich die Alge ernähren kann, hat sie eine bestimmte Form und Grösse der Zelle, und eine bestimmte Form und Farbe des Chromatophors; ähnlich verhält es sich mit dem Konzentrationsgrad des Nährsubstrates: so können Individuen derselben Kultur, wenn sie in der Tiefe der Gelatine sich entwickeln, sehr ungleich aussehen; dabei spielen auch Bakterien eine Rolle, die einen Teil der Nahrung den Algen wegfressen. In der Dunkelheit entwickelt sich die Alge fast ebensogut wie am Licht. Im Innern der Zelle findet sich ein einziger Kern, der im normalen Zustand homogen, bei Kultur in Glykose granuliert aussieht. Ferner lassen sich noch 8 Körnchenarten unterscheiden: 1. kleine im Leben wahrnehmbare, wohl aus Öl bestehende, 2. grössere, ebenfalls in lebenden Zellen auftretende, sich leicht rotviolett färbende, 3. solche,

Digitized by Google

die erst nach dem Absterben auftreten, sich in der Färbung wie die vorigen verhalten und aus dem Kerne zu entstehen scheinen.

172. **Artari, A.** Zur Frage der physiologischen Rassen einiger grünen Algen. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 172—175.)

Bei der Kultur von *Chlorococcum infusionum*, das aus Flechten isoliert war und von derselben Alge, die freilebend gefunden wurde, zeigte sich, dass die erstere auf Pepton-Gelatine gut gedeiht, die letztere aber besser, wenn ihr der Stickstoff in Form von Kalisalpeter geboten wird: Verf. glaubt hier zwei Rassen vor sich zu haben, die sich nur ernährungsphysiologisch unterscheiden.

Solche Rassen will er auch bei *Chlorella vulgaris* und *Scenedesmus caudatus* kultiviert haben.

173. **Schmidle, W.** Über die Gattung Radiococcus n. gen. (Allgem. bot. Zeitschr., 1902, No. 3/4, p. 41—42.)

Die neue Gattung wird aufgestellt für *Pleurococcus nimbatus* D. W. 1898 (= *Tetracoccus Wildemanni* Schm. 1894 = *T. nimbatus* De W. 1894 = *Westella nimbata* D. W. 1897) und ist charakterisiert durch 1. ihren weiten Gallertmantel mit strahliger Gallertstruktur, 2. die tetrandrische Zellteilung innerhalb der Mutterhaut, 3. durch das schizococcusartige Erhaltenbleiben derselben, 4. durch die Vermehrung bloss durch Autosporen. Sie gehört zu den *Pleurococcaceae*.

174. **Grintzesco, J.** Recherches expérimentales sur la morphologie et la physiologie de Scenedesmus acutus Meyen. (Bull. de l'herb. Boissier, 2e Ser., T. 2, p. 217—288, Pl. I—V.)

Die Resultate dieser ausführlichen Arbeit sind etwa folgende: *Scenedesmus acutus* erscheint in zwei Hauptformen: als Cönobium und im *Dactylococcus*-Zustand, der durch die einzelnen oder zu Ketten gereihten Zellen charakterisiert ist. Unter welchen Bedingungen diese beiden Formen auftreten, lässt sich mit Hilfe der Reinkulturen bestimmen. *Scenedesmus acutus* entwickelt sich auf Agar-agar ebenso gut wie auf Nährgelatine. Aus den Untersuchungen geht deutlich hervor, dass diese Alge ein wichtiges physiologisches Merkmal besitzt, nämlich die Verflüssigung der Gelatine. Traubenzucker bewirkt anfangs die Entwickelung der Kolonien, aber nach gewisser Zeit verhindert er die Weiterentwickelung. Die Alge zeigt einen grossen Polymorphismus. Die merkwürdigsten Abweichungen treten auf, wenn man als Nährsubstrat Agar mit Traubenzucker anwendet. Die *Protococcus*-artigen Formen erscheinen häufig in Kulturen auf porösen Porzellanplättchen. Im Gegensatz zu der Ansicht von Beyerinck ist Pepton keine bessere Stickstoffquelle als die Nitrate. Die Alge kann sich im Dunkeln entwickeln, aber ihre Kolonien zeigen in diesem Fall ein gewisses Zurückbleiben gegenüber denen, die sich am Licht entwickeln. Im leeren Raum entwickelt sich *Scenedesmus acutus* ebenfalls. Die Minima und Maxima der Temperatur liegen ungefähr bei 2° und 30°, ausserhalb dieser Grenzen bezeugt die Alge, dass sie sich in ungünstigen Verhältnissen befindet. Die für ihre Entwickelung günstigste Temperatur liegt zwischen 18° und 20°. Aus der grossen Fähigkeit des *Scenedesmus* sich der Umgebung anzupassen und verschiedene Temperaturen zu ertragen, versteht man die weite geographische Verbreitung, die er besitzt.

175. **Lauterborn, R.** Ein für Deutschland neuer Süsswasserschwamm (Carterius Stepanowi Dyb.) nebst Bemerkungen über eine mit demselben symbiotisch lebende Alge (Scenedesmus quadricauda Bréb.). (Biolog. Centralbl., 1902, Bd. 22, p. 519, 585.)

Digitized by Google

Einzelne Kolonien oder Gruppen solcher Kolonien von *Scenedesmus qu dricauda* finden sich sowohl im Verlauf des eigentlichen Schwammgerüstes a auch in den Lücken zwischen den Faserzügen des Skelettes. Fig. 5 gibt ei gute Abbildung davon. Die eingeschlossenen Kolonien unterscheiden si nicht von den freilebenden, die im Plankton des Teiches, aus dem Carteri Stepanowi (Rheinpfalz) stammt, den weit überwiegenden Bestandteil bilde daneben sind von Algen *Pediastrum*-Arten häufig. Auch in Böhmen ist *Sce desmus* in Carterius gefunden worden, so dass die Symbiose vielleicht reg mässig ist.

176. **Timberlake, H. G.** Development and Structure of the Swarmspo of Hydrodictyon. (Transact. Wisconsin Acad. of Sc., vol. XIII, 1902, p. 486—5 Pl. XXIX—XXX.)

Dies ist nur eine ausführliche Darstellung des schon im vorigen Jah behandelten Gegenstandes (conf. Bot. J. f. 1901, p. 298, Ref. 168) mit kritisch Besprechung der früheren Literatur, die in Betracht kommt. Verf. erwähn dass die Schwärmsporenbildung in seinen Kulturen häufig ohne sichtbare V anlassung eintrat: oft bildeten Kulturen unter verschiedenen Verhältnissen d Beleuchtung und Temperatur alle zur gleichen Zeit Schwärmsporen. Die Ker teilung wird sehr genau verfolgt. Trotz ihrer geringen Grösse verhalten si die Kerne in der Struktur und der Mitose wie die höherer Pflanzen; mit Pilz und Braunalgen hat *Hydrodictyon* das Vorkommen des Centrosoms gemeinsa Die Bedeutung der verschiedenen Grösse der Kerne ist noch fraglich; unar geklärt ist auch noch die Vermehrungsweise der Kerne beim Wachstum d jungen Zellen, da die scheinbaren Durchschnürungszustände auch blosse For veränderungen sein können, und die Entstehung der Pyrenoide. Am mer würdigsten ist, dass das Chlorophyll nicht an ein differenziertes Chromatoph gebunden sein soll.

e) Conjugatae.

177. **Bessey, Ch. E.** Conjugatae. (Trans. Amer. Micr. Soc., XXII, 19 p. 145—150.)

Nach einigen Angaben über die Morphologie und Systematik dies Ordnung gibt Verf. eine Übersicht über ihre Familien und eine neue Anordnu der nordamerikanischen Gattungen. Er zählt hierher die *Zygnemataceae*, *Des diaceae* und *Bacillariaceae*. Von der ersten und letzten Familie wird die E teilung angegeben, von der ersten werden auch die Gattungen beschrieb Nach Verf. leiten sich die Conjugaten von höheren fadenförmigen Algen (Nach Ref. in Journ. R. Micr. Soc., 1903, p. 201.)

178. **Copeland, E. B.** The Conjugation of Spirogyra crassa Kg. (B. To B. C., 29, 1902, p. 161—168, with fig.)

Verf. findet, dass die Fäden immer nur ein Geschlecht haben, entwe männlich oder weiblich, dass also auch nie eine Kopulation zwischen bena barten Zellen desselben Fadens eintritt: das Geschlecht muss wohl sch von der Zygospore aus bestimmt sein. Er beschreibt ferner das Aussehen kopulierenden Zellen und macht besonders darauf aufmerksam, dass der K an der Aussenwand liegt gegenüber der Stelle, an welcher der Kopulatio schlauch entsteht.

179. **Wisselingh, C. van.** Untersuchungen über Spirogyra. Vierter Beitr zur Kenntnis der Karyokinese. (Bot. Ztg., 60, 1902, I, p. 115—138, Taf. V.)

Digitized by Google

Die Resultate werden folgendermassen zusammengefasst:

„1. Bei *Spirogyra triformis* wird die Kernwand während der ersten Phase der Karyokinese ganz resorbiert. Dieses Resultat stimmt mit den Resultaten der meisten anderen Autoren. 2. Die Kernspindel nimmt ihren Ursprung aus dem um den Kern angesammelten Körnerplasma. Sie ist also cytoplasmatischer Natur. Dieses wird auch von Strasburger und den meisten anderen Autoren angenommen. 3. Die Spindel besteht aus gleichen Fäden, die in einem Kreis um den Kern stehen und anfangs zu mehreren Bündeln vereinigt sind. Sie besteht nicht aus Fäden verschiedener Länge und dieselben bilden anfangs nicht zwei einander gegenübergestellte Gruppen, wie Strasburger für *Sp. polytaeniata* gefunden hat. 4. Die Spindelfasern wachsen nicht durch die Kernwand, wie Strasburger für *Sp. polytaeniata* behauptet. 5. Die Kernspindel hat im Anfang mehrere Pole und ist später zweipolig. 6. Wenn die Karyokinese noch in voller Tätigkeit ist, findet keine Abnahme der Zahl der Spindelfasern statt, wie Strasburger für *Sp. polytaeniata* annimmt. 7. Die Kernspindel wird am Ende der Karyokinese in das Cytoplasma aufgenommen, gleichwie Strasburger bei *Sp. polytaeniata* fand. 8. Die Spindelfasern leisten der Einwirkung von Chloralhydratlösungen Widerstand und mit Hilfe derselben kann man sie von Plasmasträngen unterscheiden. 9. Mittelst Chloralhydratlösungen und Lösungen anderer Stoffe kann man um den Kern und bei den Aufhängefäden die Vakuolenwandung sichtbar machen; dieses gilt sowohl für den ruhenden Kern als für die in Teilung begriffenen Kerne. 10. Der Zellsaft dringt während der Karyokinese mit der Vakuolenwandung zwischen die Spindelfasern hindurch und erscheint zwischen den Kernplattenhälften. 11. Zwischen den Kernplattenhälften bilden sich eine Anzahl gebogener Plasmastränge, welche die Spindelfasern einschliessen. Ein fortwährend geschlossener Verbindungsschlauch, wie Strasburger für *Sp. polytaeniata* annimmt, ist nicht vorhanden."

180. **Gerassimow, J. J.** Die Abhängigkeit der Grösse der Zelle von der Menge ihrer Kernmasse. (Zeitschr. f. allg. Physiologie, I, 1902, p. 220—258.)

Die Ergebnisse seiner Untersuchungen an *Spirogyra*, die schon früher publiziert wurden, und hier wieder ausführlich mitgeteilt werden, wendet Verf. zur Lösung des im Titel enthaltenen physiologischen Problems an. Das Referat über die Arbeit gehört also mehr in den physiologischen Teil und wir machen hier nur auf die Beschreibung der Experimente mit *Spirogyra* und auf die Angaben über die Kultur dieser Algen aufmerksam.

181. **West, Wm.** A new Mougeotia. (J. of B., 40, 1902, p. 144.)

Die lateinische Diagnose von *Mougeotia immersa* n. sp. aus Pokharia, Chota Nagpur. Charakteristisch ist, dass die Zygosporen mit der langen Achse senkrecht auf die Fadenrichtung liegen, also wohl mit einem Teil in den Kopulationskanal hineinragen.

182. **Lütkemüller, S.** Die Zellmembran der Desmidiaceen. (Beiträge z. Biologie der Pflanzen, Bd. VIII, p. 317—414, Taf. 18—20.)

Die vorliegenden Untersuchungen sollen zunächst nachweisen, dass die Familie der Desmidiaceen aus fünf Gattungsgruppen besteht, welche durch konstante anatomische und physiologische Merkmale scharf von einander getrennt sind. Eine Gruppe höherer Ordnung bilden die *Cosmarium-*, *Closterium-* und *Penium*-Typen, insofern als bei ihnen die Zellhaut in zwei oder mehrere Segmente gegliedert ist; ihnen steht gegenüber die zweite, den *Spirotaenium-* und *Gonatozygon*-Typus umfassende Gruppe, bei denen die Zellhaut einheitlich

Digitized by Google

ist. In der 1. Gruppe findet demnach die Zellteilung an ganz bestimmten, durch besondere Struktureigentümlichkeiten ausgezeichneten Zonen der Membran statt, während die zweite Gruppe durch den Mangel solcher präformierten Teilungsstellen charakterisiert ist. Die erste Gruppe nennt Verf. placoderm, die zweite saccoderm (wie es Schütt bei den Peridineen tut). Wie mit der Teilung verhält es sich auch mit der Konjugation bezüglich des Aufbrechens der Schale und der Bildung der Kopulationsfortsätze. — Genauer untersucht werden auch die chemische Beschaffenheit der Membran und der Porenapparat. Gegenüber Hauptfleisch kommt Verf. zu dem Ergebnis, dass die Poren nicht durch Plasmafäden ausgefüllt sind, sondern durch eine andere Substanz; es ist also auch kein extramembranöses Plasma vorhanden. Die Ausscheidung von Gallerte geschieht zwar vielfach durch die Poren, doch ist sie nicht an diese gebunden, da viele porenlose Desmidiaceen teils immer, teils zeitweise Gallerthüllen besitzen. Die zur Bewegung dienenden Gallertmassen verhalten sich wie die Gallerthüllen. Die Beziehung der Prismengallerte zum Porenapparat ist unverkennbar: offenbar verdanken die Gallertprismen den Endanschwellungen der Porenorgane ihre Entstehung, wahrscheinlich infolge Verquellung der oberflächlichen Partien der Endknöpfchen.

Auf die Systematik angewendet würden also diese Verhältnisse zu folgender Gruppierung führen:

I. Saccoderme: Zellhaut nicht segmentiert, ohne Porenapparat. Teilungsstelle nicht präformiert, die bei der Zellteilung angelegte Querscheidewand an die unveränderte Membran der Mutterzelle ansetzend.

1. *Spirotaenieae*, Zellhaut ohne differente Aussenschicht: *Mesotaenium*, *Ancylonema*, *Cylindrocystis*, *Spirotaenia*, *Netrium* (= *Penium* p. p.).
2. *Gonatozygeae*, Zellhaut mit differenter Aussenschicht. Periodisches Ergänzungswachstum vorhanden: *Gonatozygon*.

II. Placoderme: Zellhaut segmentiert, mit differenter Aussenschicht. Die Zellteilung erfolgt an einer präformierten Teilungsstelle unter Einschaltung eines schmalen Zwischenstückes, an welches die Querscheidewand ansetzt.

3. *Penieae*: Zellhaut ohne Porenapparat. Teilungsstelle variabel, an den Segmentgrenzen unregelmässig wechselnd, periodisches Ergänzungswachstum vorhanden, atypisch: *Penium* p. p.
4. *Closterieae*: Zellhaut meist mit Porenapparat. Teilungsstelle variabel, regelmässig gegen die Zellmitte vorschreitend: *Closterium* (inkl. *C. libellula* Focke und *Penium navicula* Bréb.).
5. *Cosmarieae*: Zellhaut aus 2 Schalenstücken bestehend, mit Porenapparat. Teilungsstelle bestimmt. Periodisches Ergänzungswachstum fehlt.
   a) die bei der Teilung angelegte Querwand bleibt eben:
      α) einzeln lebend: *Docidium*, *Triploceras*, *Pleurotaenium*, *Cosmarium*, *Penium* p. p., *Arthrodesmus*, *Xanthidium*, *Staurastrum*, *Tetmemorus*, *Euastrum*, *Micrasterias*,
      β) syphäroidische Kolonien: *Cosmocladium*, *Oocardium*,
      γ) fadenförmige Kolonien: *Sphaerozosma*, *Onychonema*, *Hyalotheca*, *Phymatodocis*.
   b) die bei der Teilung angelegte, anfangs ebene Querwand bildet Ringfalten aus, die später ausgestülpt werden. Die Zellen bleiben zu Fäden verbunden: *Gymnozyga*, *Desmidium*, *Streptonema*.

Digitized by Google

Der Gründlichkeit der Arbeit, aus der hier nur wenig angeführt werden konnte, entspricht die sorgfältige Ausführung der Abbildungen, die meistens nur mit Hilfe der stärksten Vergrösserungen hergestellt werden konnten.

IV. Peridineae und Flagellatae.

188. **Doflein, F.** Das System der Protozoen. (Arch. f. Protistenkunde, I, 1902, p. 169—192.)

Bei den Mastigophoren schliesst sich Verf. eng an Bütschli und Blochmann an, unterscheidet also: I. *Flagellata* mit den 5 Ordnungen *Protomonadina, Polymastigina, Euglenoidina, Chromomonadina, Phytomonadina*, II. *Dinoflagellata* mit den 2 Ordnungen *Adinida* und *Dinifera* und III. *Cystoflagellata*, ohne auf die Begründung dieser Anordnung einzugehen.

184. **Entz, G.** Adatok a Peridinéak ismeretékez (Daten zur Kenntnis der Peridineen). (Sitzungsber. d. Ges. d. Wissensch., Budapest, 1902, p. 115—159. Mit 62 Textfiguren.)

Verf. veröffentlicht hier den allgemeinen Teil seiner Untersuchungen an den Peridineen des Quarnero und Plattensees (61—75 Species). „Die Abhandlung besteht aus zwei Teilen. Der erste enthält eine kurze Zusammenfassung der Organisation und Lebenserscheinungen der Peridineen. Der zweite Teil beschäftigt sich eingehend mit der Morphologie und den Teilungsvorgängen von *Phalacroma Jourdani, Ceratocorys horrida* und dem Genus *Ceratium*. (Nach dem längeren Ref. im Bot C., 90, 697.)

185. **Nishikawa, T.** Gonyaulax and the Discolored Water in the Bay of Agu. (Annotationes Zoologicae Japonenses, vol. IV [Pt. I, 1901], p. 81—84.)

Im September 1901 zeigten sich in der Bay von Agu (Provinz Shima, Japan) im Meere braune Stellen von unangenehmem Geruch. Verf. wurde mit der Untersuchung beauftragt und fand, dass das gefärbte Wasser von einer Peridinee wimmelte, die Gg. Murray als *Gonyaulax polygramma* Stein bestimmt hat: 800—80000 Exemplare sollen in einem Tropfen gewesen sein. Beim Aufrühren leuchtete das Wasser. Verf. beschreibt das Aussehen des *Gonyaulax*, sein Absterben, erwähnt die daneben vorkommenden Peridineen und anderen Organismen und bespricht ähnliche Erscheinungen von gefärbtem Wasser sowie den Einfluss desselben auf Fische und Muscheln.

186. **Torrey, H. B.** An unusual occurence of Dinoflagellata on the California Coast. (Amer. Naturalist, vol. 36, 1902, p. 187—192.)

Wie an der japanischen Küste (s. Ref. 185), so wurde im Sommer 1901 auch an der kalifornischen Küste eine fleckenweise Rotfärbung des Meeres beobachtet, die auf dem massenhaften Auftreten einer Peridinee beruhte. Diese bezeichnet Verf. als eine Art von *Gonyaulax*, er beschreibt und bildet sie ab. Verschiedene andere Peridineen, die daneben vorkommen, werden erwähnt und die durch das Absterben der *Gonyaulax*-Zellen und das faulige Wasser hervorgerufenen Schädigungen der Fische und anderer Tiere geschildert.

187. **Garbini, A.** Una nuova specie di *Peridinium (P. olatum)* nel Plancton del lago di Monate. (Zoolog. Anzeiger, 1902, 25, p. 123—124, con 2 Fig.)

Das neu beschriebene *Peridinium* hat die Gestalt von *P. tabulatum*, das es in dem genannten See vollständig zu ersetzen scheint, ist aber etwas grösser und charakterisiert durch 8 starre durchsichtige, etwas wellenförmige, vom Körper abstehende Membranleisten von 5 μ Breite. Einige andere Algen, die in demselben Plankton vorkommen, werden angeführt.

Digitized by Google

188. **Bohlin, K.** Centronella Voigt und Phaeodactylon Bohlin. (Hedwigia 41, 1902, p. [209]—[210], mit 4 Fig.)

Verf. glaubt, dass die von Voigt (s. Ref. 79) aufgestellte Gattung zu der von ihm 1897 aufgestellten gezogen werden könne und dass darum die von Voigt gefundene Art als *Phaeodactylon Reichelti* zu bezeichnen sei.

189. **Dangeard, P. A.** Recherches sur les Eugléniens. (Le Botaniste Sér. VIII, 1902, p. 1—261, 58 fig. d. l. texte et 4 pl.)

Nicht gesehen, vgl. Referat im Bot. C., 90, p. 552. Nach einer historischen Einleitung und Angaben über Kultur und Präparation folgt die Systematik mit Beschreibung der einzelnen Arten, von denen die neuen in unseren Verzeichnis angeführt sind. Sie werden eingeteilt in 1. *Euglenеae*, 2. *Astasiae* 3. *Peranemaceae*. Der zweite allgemeine Teil der Arbeit handelt von der Bewegung und dem Aufbau des Zellkörpers; das interessanteste Kapitel soll das über die Kernteilung sein, die bei den Euglenen keine echte Mitose oder Karyokinese ist, sondern eine sogen. „Haplomitose", dadurch charakterisiert dass im Fadenknäuel keine Längsspaltungen, sondern Durchreissungen der Fäden auftreten.

190. **Dangeard, P. A.** Sur le caryophysème des Eugléniens. (C. R. Paris 1902. T. 184, p. 1865—1866.)

Bei seinen Kulturen von *Euglena deses* fand Verf., dass die Zellen von einer Krankheit befallen wurden, bei der der Zellkern anschwillt und sein Struktur verändert: es ergibt sich, dass er von einem parasitischen Bakterium befallen ist, das eine Zoogloea bildet und vom Verf. *Caryococcus hypertrophicus* genannt wird; es ist dem *Ascococcus Billrothii* ähnlich.

191. **Léger, L.** Sur la structure et le mode de multiplication des Flagellés du genre Herpetomonas Kent. (C. R. Paris, 1902, T. 134, p. 781—784 fig. 1—7.)

Verf. beschreibt *Herpetomonas jaculum* n. sp., gefunden im Darm von *Nepa cinerea;* es bildet eine monadinenartige und eine gregarinenartige Form.

192. **Blackman, V. H.** Observations on the Pyrocysteae. (The new Phytologist, vol. I, 1902, p. 187—188, pl. IV.)

Pyrocystis Pseudonoctiluca wird genauer in seiner Entwickelung beschrieben auch sind Versuche über das Leuchten angestellt. Ferner werden besprochen *P. fusiformis*, *P. Lunula* und *P. Hamulus*, die mit der vorigen und *P. lanceolata* die Gruppe der *Pyrocysteae* bilden. Die Stärkekörner in ihren Zellen scheinen der Peridineenstärke nahe zu stehen. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90, p. 646.

193. **Massart, J.** Liste des Flagellates observées aux environs de Coxyde et de Nieuport. (Soc. Belg. de microscopie, 1902.)

Nicht gesehen.

194. **Lohmann, H.** Die Coccolithophoridae, eine Monographie der Coccolithen bildenden Flagellaten, zugleich ein Beitrag zur Kenntnis des Mittelmeers auftriebs. (Arch. f. Protistenkunde, I, 1902, p. 89—165, Taf. 4—6.)

Aus dieser ausführlichen und gründlichen Arbeit können wir nur das Wichtigste herausgreifen, aber nicht den Inhalt kurz wiedergeben. Den Namen *Coccosphaera* kann Verf. nicht beibehalten, da er von Perty bereits für eine andere Alge vergeben ist, er nennt die Familie also *Coccolithophoridae* und kennzeichnet sie als einzellige Pflanzen, deren Zellenleib von einer aus Coccolithen gebildeten Schale umschlossen wird und einen Kern und meistens zwei grüngelbe Chromatophoren enthält. Geisseln, in Ein- oder Zweizahl, sind ers

Digitized by Google

bei wenigen konstatiert. Die Vermehrung findet ungeschlechtlich durch Teilung statt, die stets in der Hauptachse des Körpers erfolgt und vorübergehend zur Bildung kurzer Ketten führt; meistens ist die Teilung eine einfache Durchschnürung der unveränderten Zelle, selten streckt sich die Zelle vorher mit Veränderung ihrer Schalenform. Die *Coccolithophoridae* sind als eine wohlbegrenzte Familie der *Chrysomonadinae* zu betrachten, die Verf. nicht nach der Begeisselung, sondern nach der Ausbildung der Hüllen eingeteilt wissen will (Gruppe *Chrys. loricata)*. Die Familie zerfällt in 2 Unterfamilien, *Syracosphaerineae*, deren Coccolithen undurchbohrt sind, und *Coccolithophorineae*, deren Coccolithen durchbohrt sind. Unter den Syracosphaerinen werden vier neue Gattungen mit 14 neuen Arten unterschieden (s. Verzeichnis), unter den Coccolithophorinen ebenfalls 4 Gattungen, von denen 2 neu sind, mit 8 Arten, von denen 3 neu sind. Im Plankton spielen die Coccolithophoriden keine so bedeutende Rolle, wie etwa die Diatomeen und Peridineen, doch kommen sie in allen Ozeanen, mit Ausnahme der rein polaren vor; lebende Zellen kommen in grösserer Menge nur in den obersten 100 m vor, unterhalb 500 m fehlen sie gänzlich, auch erreichen sie nur zeitweilig eine grössere Häufigkeit. Sehr schöne Abbildungen begleiten die Arbeit auf den 3 Tafeln, von denen 2 Doppeltafeln sind. Die Untersuchungen sind grösstenteils während eines längeren Aufenthaltes des Verfs. an der Ostküste von Sicilien ausgeführt und deshalb sind auch die neuen Arten alle von Syracus angegeben.

195. **Blackmann, V. H.** Coccoliths and Coccospheres. (The New Phytologist, vol. I, 1902, p. 155—156.)

Nur ein Referat über die neueren Schriften, welche diese Organismen behandeln, besonders über die von Lohmann. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90, p. 827.)

V. Phaeophyceae.

a) Fucaceae.

196. **Peirce, J. G.** Extrusion of the Gametes in Fucus. (Torreya, vol. II, 1902, p. 184—187.)

Im Gegensatz zu Copeland (vgl. Bot. J. f. 1901, p. 288, Ref. 112) behauptet Verf., dass das Austreten der Eier und Spermotangien bei *Fucus evanescens* nicht von der beim Trocknen eintretenden Zusammenziehung der Gewebe, sondern von der Verschleimung der Membranen und von mechanischem Druck im Innern der Pflanze abhänge. Äste mit Konzeptakeln blieben in einem geschlossenen Gefäss mit Seewasser 14 Tage liegen und das reichliche Auftreten von Eiern und Keimpflanzen im Wasser bewies die wiederholte Ausstossung der Fortpflanzungsorgane.

197. **Howe, M. A.** An attempt to introduce a seaweed into the local flora. (Journ. New York Bot. Gard., III, 1902, p. 116—118.)

Fucus serratus ist an der Ostküste von Nord-Amerika mit Sicherheit nur von Picton, Nova Scotia, bekannt. Von dort hat sich Verf. lebendes Material senden lassen, das nach 4 Tagen gut in New York eintraf und dort im Long-Island-Sound ausgesetzt wurde, wo die Pflanzen weiterzuleben scheinen.

b) Phaeozoosporeae.

198. **Mac Millan, C.** Observations on Pterygophora. (Minnesota Bot. Studies, 2. Ser., Pt. XLI, p. 728—741, Pl. LVII—LXII.)

Digitized by Google

Die vom Verf. untersuchten Exemplare stammen von der Westküste d Vancouver-Insel. Die Alge erreicht grössere Dimensionen, als bisher bekan war: es sind Exemplare von 10 Fuss Länge gefunden, deren Stämme 8 Zo dick waren. Sie wächst in der *Fucus*-Zone, unterhalb der von *Lessonia* un über der von *Nereocystis*. Die Gattung *Pterygophora* steht in der Mitte zwische den *Laminarieae* und *Alariideae*, kann also sowohl der einen als der andere Gruppe zugezählt werden. Das Haftorgan zeigt auf dem Querschnitt deutlich Zuwachszonen, die aber nicht auf der verschiedenen Beschaffenheit der Zelle in den Ringen, sondern auf dem verschiedenen Inhalte derselben beruhen: d durch, dass gewisse Zellenlagen mit einem Mucin ähnlichen Stoffe der wol zu den Polysacchariden gehört, angefüllt sind, entsteht die scheinbare Jahre ringbildung. Dieselbe Erscheinung findet sich auch manchmal im Stamm, g wöhnlich wird aber hier die Ringbildung durch das Abwechseln von Lage engerer und weiterer Zellen hervorgerufen. Schleimgänge fehlen im Stam In der Rinde der Blätter treten zahlreiche grosse Schleimzellen auf, die a zahlreichsten in den Fiedern sind und zur Zeit der Sporangienbildung ihr Inhalt verlieren, erschöpft sind. Die Sori bilden unregelmässige Flecken a der Basis der Fiedern, die Paraphysen sind, wie bei *Lessonia*, mit Kutikula verdickungen an der Spitze versehen. Die Fruktifikationszeit ist in der Brei von Port Renfrew im Dezember. — Auf den 6 Tafeln sind junge und al Pflanzen und Teile derselben photographisch dargestellt; auch die Querschnit in natürlicher Grösse und die mikroskopischen Bilder von der inneren Strukt und den Soris sind photographiert. Am besten ist die Photographie ein kleineren, frischgefundenen Exemplars in ca. $^1/_{10}$ nat. Gr.

199. **Yendo, K.** On Eisenia and Ecklonia. (Bot. Mag. Tokyo, vol. XV No. 190, 1902, p. 203—206, fig. A—B.)

Die vergleichende Untersuchung von *Eisenia arborea* Aresch. und d ausgewachsenen Form von *Ecklonia bicyclis* Kjellm. führt den Verf. dazu, bei in eine Art zu vereinigen, und die letztere nur als f. *bicyclis* der ersteren a zusehen. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 92, p. 330.)

200. **Sauvageau, C.** Sur les Sphacelaria d'Australasie. (Notes from t Bot. School of Trinity College, Dublin, No. 5, Aug. 1902, 5 p.)

Das australische Meer ist besonders reich an Sphacelarieen, gewis Gattungen finden sich dort fast ausschliesslich (*Phloiocaulon*, *Anisocladus*, *Ptil pogon*); da die Pflanzen aber zum Teil unscheinbar sind und nicht für sich g sammelt werden, so hat Verf. die grösseren Tange in mehreren Herbarien a das Vorkommen anhaftender Sphacelarieen untersucht und dadurch ei ziemlich reiche Ausbeute erhalten, deren Resultate er hier in Kürze mitteil So werden für jede Formengruppe die vorkommenden Arten angegeben, d zum Teil neu sind, aber nicht hier, sondern in seiner grossen Abhandlung b schrieben werden. Besonderer Wert ist auf die Beschaffenheit der Prop gula gelegt.

VI. Rhodophyceae.

201. **Hus, H. T. A.** An Account of the Species of Porphyra found on t Pacific Coast of North America. (Proc. of the California Acad. of Sc., 3. Se Botany, vol. II, No. 6, p. 178—240, Pl. 20—22.)

Die Abhandlung kann in Hinsicht auf den allgemeinen Teil fast als ei Monographie der Gattung *Porphyra* angesehen werden, mit welcher er *Dipl*

Digitized by Google

derma und *Wildemania* vereinigt. Von grösstem Wert für die Unterscheidung der Arten hält Verf. die Reproduktionsorgane, also die Zahl der Sporen im Sporokarp und der Antherozoidien im Antheridium, daneben kommt in Betracht die Ein- oder Zweischichtigkeit des Laubes, dessen Befestigungsweise, Farbe und Dicke, sowie die Monöcie und Diöcie. Beschrieben werden folgende Arten:

1. *Porphyra laciniata* (mit *umbilicalis*), 2. *P. leucosticta*, 3. *P. perforata* (mit f. *segregata* und *lanceolata*), 4. *P. nereocystis*, 5. *P. naiadum*, 6. *P. amplissima*, 7. *P. miniata* (mit f. *cuneiformis*), 8. *P. tenuissima*, 9. *P. abyssicola*, 10. *P. variegata*, 11. *P. occidentalis*, von Setchell und Hus 1900 in Zoe vol. V als neue Art beschrieben.

202. **Hassenkamp, A.** Über die Entwickelung der Cystokarpien bei einigen Florideen. (Bot. Ztg., 60, 1902, I, p. 65–86, mit Taf. II und 12 Fig. im Text.)

Die Untersuchungen beziehen sich auf *Thuretella Schousboei* und *Chylocladia californis*. Der Aufbau der Fruchtanlage bei *Thuretella* erinnert einerseits an *Gloeosiphonia* (Oltmanns), andererseits stimmt er mit demjenigen von *Griffithsia corallina* (Philipps), von *Dasya elegans* (Oltmanns) und von *Ptilota plumosa* (Philipps) in vielen Punkten überein. In allen vier Fällen ist der Karpogonast drei- bis vierzellig. Die letzte Zelle desselben bildet das Karpogonium mit der Trichogyne. Der Karpogonast ist der Auxiliarmutterzelle inseriert, welche ihrerseits wieder der Zelle eines vegetativen Zweiges eingefügt ist. Die Auxiliarmutterzelle zerfällt in eine basale und eine obere Zelle, letztere wird nach Abgabe einer Terminalzelle zur eigentlichen Auxiliarzelle. Der Karpogonast, der meist am unteren Rand der Basalzelle eingefügt ist, krümmt sich derartig nach oben, dass das Karpogon der Auxiliarzelle benachbart ist und mit ihr kopulieren kann. *Chylocladia* hat in Beziehung auf die Vorgänge nach der Befruchtung der Eizelle grosse Ähnlichkeit mit *Callithamnion corymbosum* (Oltmanns): bei beiden Pflanzen haben wir links und rechts vom Karpogon je eine Auxiliarzelle, in welche je ein sporogener Kern aus der karpogenen Zelle eintritt. Später findet eine Querteilung der Auxiliarzellen statt, worauf die fächerartige Teilung des oberen äusseren Abschnittes der Centralzelle und dann die Teilung dieser Abschnitte durch perikline Wände folgt.

„Bei den beiden untersuchten Arten *Thuretella* und *Chylocladia* findet nach dem Eindringen des sporogenen Kernes in die Auxiliarzelle keine Vereinigung desselben mit dem Auxiliarkern statt, sondern der letztere wird beiseite geschoben und von der Entwickelung der Sporen vollkommen ausgeschlossen. Entgegen den früheren Anschauungen, aber im vollkommenen Einklang mit den Arbeiten von Oltmanns konnte nachgewiesen werden, dass die Sporen auch hier nur Kerne rein generativer Natur enthalten."

208. **Heydrich, F.** Das Tetrasporangium der Florideen, ein Vorläufer der sexuellen Fortpflanzung. (Bibliotheca botanica, Heft 57, Stuttgart, 1902, 9 S. u. 1 Taf.)

Die Entwickelung des Tetrasporangiums wird zuerst bei *Polysphonia variegata* beschrieben, wo sie gut zu erkennen ist und auch klar geschildert wird. Aus einer pericentralen Zelle entstehen 2 übereinanderliegende Zellen; die Protosporenzelle und die darunter befindliche karyoplastische, die mit einander kopulieren. Der Kern der letzteren teilt sich in zwei und einer davon tritt in die Protosporenzelle ein, verdrängt den Protosporenkern und liefert

Digitized by Google

die Kerne der Tetrasporen, in ganz ähnlicher Weise, wie nach Oltmanns der Karpogonkern den Kern der Auxiliarzelle verdrängt und die Karposporen liefert. Ähnlich wie *Polysiphonia variegata* verhalten sich nach Verf. *Fauchea repens, Ceramothamnion Codii, Gelidium crinale, Callithamnion* u. a. Bei *Hypnea* und *Dudresnaya* mit zonenförmig geteilten Tetrasporangien ist nur der Unterschied, dass die karyoplastische Zelle über der Protosporenzelle liegt. — Von einem eigentlichen Befruchtungsakt kann also, wie Verf. hier selbst zugibt, nicht die Rede sein, aber auch als einen Vorläufer des Sexualapparates der Florideen möchten wir es nicht anerkennen: es zeigt sich eben nur, dass Zellfusionen und Austauschung von Kernen bei den Florideen in ganz verschiedenen Organen vorkommen.

204. **Lehmann, E.** Beitrag zur Kenntnis von Chantransia efflorescens J. Ag. sp. (Wiss. Meeresuntersuch., N. F., 6. Bd., Kiel, p. 1—9, Taf. I.)

Genaue Beschreibung dieser bei Kiel häufigen Alge, für welche charakteristisch ist, dass Karpogone und Antheridien an derselben Pflanze, die Sporangien dagegen an anderen Pflanzen auftreten. Die Sporangien sind Monosporangien. Die Befruchtung der Karpogone ist nicht weiter untersucht, nur ihre Entwickelung zur Frucht wird geschildert. Auch „Zwitterblüten" kommen vor, d. h. Trichogynen und Antheridien an einem Ast durcheinander.

205. **Darbishire, O. V.** Chondrus. L. M. B. C. Memoirs, No. IX. (Proceed. a. Transact. of the Liverpool Biolog. Soc., vol. XVI, 1902, p. 429—470, Pl. I—VII.)

Eine Monographie von *Chondrus crispus*. Geschichte, Systematik, Morphologie, Anatomie, Fortpflanzung, Vorkommen, Verwendung. 7 gutgezeichnete Tafeln begleiten die Arbeit, die besonders die Bildung der Fortpflanzungsorgane vortrefflich erläutern.

206. **Howe, M. A.** Caloglossa Leprieurii in Mountain Streams. (Torreya vol. II, 1902, p. 149—152.)

Eine Zusammenstellung der Fundorte von *Caloglossa Leprieurii* und ähnlicher Florideen aus dem Süsswasser und Besprechung der Erklärungen für ihr Vorkommen.

207. **Heydrich, F.** Implicaria, ein neues Genus der Delesseriaceen. (Ber. D. B. G., Bd. XX, 1902, p. 479—488, Taf. XXII.)

Die aus Japan stammende, in einem Exemplar im Berliner Museum aufbewahrte Pflanze besitzt einen blattartigen, netzförmigen Thallus, vom Habitus eines durchbrochenen Blattes.

Die sehr zarte Mittelrippe ist fiederartig verzweigt, ihre Verzweigungen werden aus eben solchen schmal linealischen Sprossen gebildet und schliessen sich zu Netzen zusammen. Die freien Sprossenden heften sich an den angrenzenden Spross der vorhergehenden Sprossgeneration an und bilden so unregelmässig rundliche Maschen. Die Scheitelzelle gliedert sich quer. Der Spross besteht aus langen, centralen Zellen, die von 3—4 ähnlich langen peripheren Zellen und ausserdem stellenweise noch von einer Rinde umgeben werden, so dass sie eine Breite von $^1/_2$ mm erreichen. Die Stichidien stehen als oval-lanzettliche Blättchen mit freier Spitze in den Maschen des Netzes und tragen in ihren Maschen die frei stehenden, nach dem „*Callithamnion* Typus" (Heydrich) gebauten Tetrasporangien. Cystokarpien und Antheridien sind unbekannt. Die Gattungen *Claudea* und *Vanroostia* stehen nahe, können aber nicht mit der vorliegenden vereinigt werden; die neue Art heisst *Implicaria reticulata*.

Digitized by Google

208. **Rosenvinge, L. Kolderup.** Über die Spiralstellungen der Rhodomelaceen. (Pr. J., 1902, Bd. 87, p. 838—864, T. VI.)

Veranlasst durch die Angriffe von Seckt (conf. Bot. J. f. 1901, p. 802, Ref. 202) hat Verf. den Gegenstand nochmals untersucht und behandelt ihn hier, in einer so gründlichen Weise, dass für den Unbefangenen der Schwendenerschen Theorie auf diesem Gebiete der Boden gründlich entzogen wird.

Zunächst bespricht er die Richtung der Blattspirale und findet, dass sie bei mehreren *Polysiphonia*-Arten immer mit seltenen Ausnahmen linksläufig ist, wie schon die jüngsten Keimlinge zeigen, und wie es nicht durch äussere Einflüsse erklärt werden kann. Das Wichtigste ist, ob es wirklich einen Kontakt zwischen den jungen Blättern und der Stammspitze gibt: ein solcher ist bei keiner einzigen Art regelmässig vorhanden, fehlt vielmehr bei vielen ganz regelmässig; besonders zeigen dies *Polysiphonia violacea* und *urceolata*. Es ist ferner für mehrere *Polysiphonia*-Arten nachgewiesen:

1. Dass der Ort der Blattbildung schon vor der Bildung des Segmentes angezeigt ist, indem der Segmentkern sich an die Seite legt, wo das Blatt später angelegt werden wird, und
2. dass die Segmentwand von ihrer ersten Entstehung an, d. h. bevor sie noch fertig gebildet ist, derartig geneigt ist, dass ihr höchster Punkt sich an der Stelle befindet, wo das Blatt entstehen wird.

Schliesslich weist Verf. auf einige Erscheinungen hin, die mit der Spiralstellung der Rhodomeleen in enger Beziehung stehen, nämlich die Beziehungen zwischen Blattanlage und Pericentralzellen, die Stellung des ersten Blattes eines Seitensprosses und die Konstanz in der Richtung der Spirale.

209. **Schwendener, S** Über Spiralstellungen bei den Florideen. (Ber. D. B. G., Bd. XX, 1902, p. 471—475.)

Verf. erklärt, dass er durch die Angaben Rosenvinges nicht überzeugt sei; er glaubt, dass sich die Florideen wie höhere Pflanzen, bei denen der Kontakt für die Organanlage wirksam sei, verhalten, und hofft, dies werde noch nachgewiesen werden.

210. **Tobler, F.** Zerfall und Reproduktionsvermögen des Thallus einer Rhodomelacee. (Ber. D. B. G., Bd. XX, 1902, p. 857—865, Taf. XVIII.)

Bei der Kultur von *Dasya elegans* im Aquarium beobachtete Verf., dass die Ästchen sich vom Stamme ablösten und in ihre Zellen zerfielen. Der Zerfall geschieht durch Spaltung der Querwände, die sich dann gegeneinander vorwölben. Die abgelösten einzelnen Zellen gehen teilweise zugrunde, teilweise wachsen sie weiter, nachdem sie an einem Ende knopfförmig angeschwollen sind. Nach unregelmässigen Fadenbildungen erschienen nach einigen Wochen Äste von regelmässigem Bau, die den aus Sporen entstehenden Keimpflanzen ähnlich sehen. Auch deren Entwickelung beobachtete Verf. in der Kultur und beschreibt sie; ein Zerfall dieser Keimpflanzen aus Tetrasporen fand ebenfalls statt. Bei der Zerkleinerung der Hauptachse des *Dasya*-Thallus sind nur die Rindenzellen imstande zu Fäden auszuwachsen. Verf. glaubt, dass auch in der Natur unter gewissen Umständen ein Abfallen der Ästchen und ein Auswachsen der isolierten Zellen stattfinde und dass hierin die Alge noch ein Mittel der Vermehrung besitze neben der Bildung von Tetra- und Carposporen.

211. **Lorenz von Liburnau, J. R.** Zur Deutung der fossilen Fucoiden-Gattungen Taenidium und Gyrophyllites. (Denkschr. d. kais. Akad. d. Wiss.

Digitized by Google

Math.-naturw. Kl., 70. Bd., Wien, 1901, p. 528—583. Mit 4 Taf. und 21 Textfiguren.)

Zu dem Ref. im letzten Jahresbericht (f. 1901, S. 309, Ref. 284) sei hier noch nachgetragen, was Verf. über die recente Algengattung *Volubilaria mediterranea* Lamx. (*Vidalia volubilis* J. Ag.) nach seinen Beobachtungen an Exemplaren aus der Adria sagt. Gewöhnlich entspringen mehrere Laubsprosse einem kurzen Wurzelstock und diese Sprosse können sehr verschiedenes Aussehen haben: Kützings forma *expansa* ist die Frühjahrsform, bei der die Seitenränder frei abstehen oder nur etwas aufgerichtet sind, ohne dass die schraubenförmige Drehung des Laubes fehlt. Im Herbst rollt sich die Lamina spiralig ein, wenigstens bei den meisten Pflanzen und derartige Formen haben besonders im gepressten und getrockneten Zustand vollkommen das Aussehen der fossilen Taenidien, so dass letztere zu der Gattung *Volubilaria*, die Verf. auch für die recente Alge wegen der Einrollung aufrecht erhalten will, gezogen werden dürften. Auf diese Erörterungen beziehen sich die Figuren 3—18, von denen 3—12 die recente Form darstellen. Über die Acetabularieen, zu denen *Gyrophyllites* gehören soll, wird nichts Neues mitgeteilt.

212. **Yendo, K.** Corallinae verae Japonicae. (Journ. Coll. of Sc. Imp. Univ. Tokyo, Japan, XVI, 1902, pt. 2, p. 1—86, Pl. I—VII.)

Die Arbeit ist von grosser Bedeutung für das Studium dieser Familie überhaupt, denn jede Art wird mit Diagnose und Literaturangabe angeführt und ist in natürlicher Grösse photographisch ausgezeichnet wiedergegeben, dazu finden sich Zeichnungen vom Habitus und anatomischen Bau, soweit sie für die Unterscheidung der Arten in Betracht kommen; ausserdem werden 20 neue Arten beschrieben. Im Ganzen sind behandelt von *Amphiroa* 13 Arten, *Cheilosporum* 5, *Corallina* 14. Auf die Gattungsunterschiede geht Verf. nicht ein. Die neuen Arten finden sich in unserem Verzeichnis; neue Varietäten oder Formen werden von folgenden bekannten Arten beschrieben: *Amphiroa cretacea* Endl. und *Cheilosporum anceps* Kütz., auch von einigen der neuen Arten werden Formen unterschieden. Erwünscht wäre ein Schlüssel zur Bestimmung der Arten.

213. **Yendo, K.** Enumeration of Corallinaceous Algae hitherto known from Japan. (Bot. Mag. Tokyo, vol. XVI, 1902, p. 185—197.)

Nicht gesehen.

214. **Yendo, K.** Corallinae verae of Port Renfrew. (Minnesota Bot. Studies, 2. Ser., Pt. XL, 1902, p. 711—722, Pl. LI—LVI.)

Nach einigen Angaben über die Präparationsmethode und die Standorte der hier behandelten Algen werden dieselben in einer Übersicht zusammengestellt und dann einzeln beschrieben. Es sind *Amphiroa* 2, *Cheilosporum* 4, *Corallina* 8 Arten mit mehreren Varietäten; darunter neu *Cheilosporum Macmillani*, *Corallina vancouveriensis* und *C. aculeata*, abgesehen von den neuen Formen. Jede Art und Form ist durch ein gutes photographisches Habitusbild illustriert; die letzte Doppeltafel enthält Zeichnungen von äusseren Ansichten und Durchschnitten.

215. **Foslie, M.** New Species or Forms of Melobesieae. (Kgl. Norsk. Vid. Sels. Skr., 1902, No. 2, Trondhjem, 1902. p. 1—11.)

Ausführlich beschrieben werden: *Lithothamnion phymatodeum* Fosl. msc. n. sp., verwandt mit *L. Sonderi*, von der Kalifornischen Küste, *L. Sonderi pacifica* Fols. mscr. n. f. von Kalifornien, *L. californicum* f. *microspora* Fosl. msc. n. f. von Kalifornien, *L. conchatum* Setch. et Fosl. mscr., auf *Cheilosporum*

Digitized by Google

zwischen *L. Patena* und *L. lichenoides* stehend, von Kalifornien, *Goniolithon mamillare* (Harv.) Fosl. f. *litoralis* Fosl. mscr. n. f. von Kalifornien, *Melobesia coronata* Rosan. f. *zonata* Fosl. mscr. n. f., auf *Lenormandia spectabilis*, von Südaustralien, *M. marginata* Setch. et Fosl. mscr. n. sp. auf Florideen von Kalifornien, verwandt mit *M. zostericola* und *M. Cymodoceae*, *M. rugulosa* Setch. et Fosl. mscr. n. sp. auf *Stenogramme*, ähnlich *M. zonalis*, von Kalifornien. Abbildungen fehlen.

216. **Heydrich, F.** Quelques nouvelles Mélobésiées du Muséum d'histoire naturelle de Paris. (Bull. du Mus. d'hist. nat., 1902, No. 6, p. 478—476.)

Beschreibung einer neuen Form von *Lithophyllum cristatum* (Menegh.) Heydr. (f. *ramosissima*), einer neuen Art von *Melobesia*, und 8 neuer Arten von *Lithophyllum*, die von Madagaskar stammen (conf. Ref. 116). Die Namen finden sich in unserem Verzeichnis.

VII. Cyanophyceae.

217. **Wager, H.** The Nucleus of the *Cyanophyceae*. (Report of the 72. Meeting of the Brit. Assoc. f. the Advanc. of Sc., Belfast, 1902, p. 816.)

Hier wird nur der Titel mitgeteilt; auf p. 472 berichtet ein aus Farmer, Blackman, Marshall Ward und Gardiner bestehendes Komitee, dass H. Wager über die Struktur der Cyanophyceen gearbeitet hat und weiter arbeiten wird, sowie dass er die im Titel genannte Arbeit veröffentlicht hat.

218. **Bütschli, O.** Bemerkungen über Cyanophyceen und Bacteriaceen. (Arch. f. Protistenkunde, I, 1902, p. 41—58, Taf. I.)

Von Cyanophyceen hat Verf. eine *Anabaena*-ähnliche Form untersucht. An der Hand der sehr deutlichen (nicht photographischen) Abbildungen beschreibt er die Teilung der Zellen und ihres „Kernes". Sie verraten seiner Meinung nach „wenigstens gewisse Anklänge in der Teilung des Centralkörpers der Cyanophyceen an die karyokinetische Kernteilung und vermögen daher die Deutung des Centralkörpers als Zellkern zu sichern". Man muss nach den Abbildungen jedenfalls dieser Ansicht des Verfs. zustimmen. Über die Arbeit Massarts (conf. Bot. J. f. 1901, p. 805, Ref. 221) fällt Verf. ein sehr ungünstiges Urteil.

219. **Gomont, M.** Note sur une Espèce nouvelle de Fischerella. (Journ. de Bot., t. XVI, 1902, 10 p., Pl. I.)

Die hier beschriebene Alge hat Verf. aus Wien erhalten, wo sie in Gewächshäusern an feuchten Mauern, Wasserpflanzen u. dergl. mehrere qcm. grosse Polster bildet. Schon dadurch unterscheidet sie sich von *Fischerella ambigua*, der sie sonst sehr ähnlich ist. Bemerkenswert ist das Vorkommen von Sporen in den niederliegenden Fäden des Thallus. Diese Sporen, die für *Fischerella* noch nicht bekannt sind, bilden sich durch Vergrösserung gewisser vegetativer Zellen, die sich, unter ungünstigen äusseren Umständen, mit dicker Membran umgeben; die Keimung und Bildung des jungen Fadens ist wie bei *Stigonema*. Verf. nennt die neue Art *Fischerella major*.

220. **Macchiati, L.** Note di biologia sulla Tolypothrix byssoidea e sulle spore delle Oscillariacee. (Bollett. Soc. Naturalisti in Napoli, vol. XVI, p. 175—179)

Auf dem Stamme einer *Yucca aloefolia* L. im botanischen Garten zu Neapel sammelte Verf. eine Kolonie von *Tolypothrix byssoidea* (Brkl.) Kchn., zwischen deren einfachen und verzweigten Fäden sich noch, ausser *Gloeocapsa*-, *Chroococcus*-, *Aphanocapsa*-Individuen auch solche von *Phormidium autumnale*

Digitized by Google

(Ag.) Gomt. und *Ph. Corium* (Ag.) Gomt. vorfanden. Die Yuccapflanze schien von der Ansiedelung nicht zu leiden, sich, im Gegenteile, günstiger dabei zu befinden als andere Pflanzen ohne Algenkolonien.

Die vegetativen Endzellen von *Tolypothrix* waren in lebhafter Teilung begriffen; Heterocysten waren selten, desto mehr aber Sporen vorhanden. Letztere sind länger als die vegetativen Glieder, aus denen sie hervorgegangen; sie haben elliptische Form und ein gelblichgrünes Protoplasma. Sie erscheinen meistens zu Reihen verbunden und keimen zu jeder Zeit. Ausser durch Sporen werden auch durch Hormogonien neue Kolonien gebildet.

Durch Anfeuchten von 18 Monate alten Herbarexemplaren von *Tolypothrix* erhielt Verf. lebensbegabte Pflanzen, die sich weiter entwickelten. Mit diesen nahmen auch mehrere *Phormidium*-Sporen ihre Lebenstätigkeit wieder auf.

Solla.

221. **Raitschenko, A.** Über eine Chytridiacee: *Rhizophidium sphaerocarpum* (Zopf) Fischer. (Bull. Jard. Imp. Botan. St. Pétersbourg, T. II, 4, 1902, p. 119—126. mit 1 Taf.) [Russisch mit deutschem Résumé.]

Die Entwickelung der genannten Chytridiacee ist auf *Anabaena flos aquae* beobachtet worden. (Nach Ref. im Bot. C., 90, p. 486.)

222. **Cavara, F.** Resistenza fisiologica del Microcoleus chtonoplastes a soluzioni anisotoniche. (N. G. B. I., IX, p. 59—80, con 1 Tav.)

Microcoleus chtonoplastes Thur., der „Filz" der Salzbassins zeigt eine ausgesprochene Anpassung an verschiedene Konzentrationen, und überdies eine längere (bis 2jährige) Lebensdauer in latentem Zustande.

Im Laboratorium angestellte Versuche ergaben, dass die Grenzen für die Widerstandsfähigkeit dieser Alge von einem Minimum, das $^1/_{40}$ der Durchschnittsdichte des normalen Meerwassers entspricht, bis zu einem Maximum von 8° B. Dichte schwanken. Das Optimum liegt bei 8,6° B. (gewöhnliches Meerwasser). Jenseits beider Grenzen vermag die Alge sich, wenn auch in schwachem Grade, noch zu vermehren, doch unter morphologischen Änderungen, welche dieselbe für eine latente Lebensweise vorbereiten.

Die äussersten hypotonischen Lösungen sind der Alge schädlich, indem sie eine Spannung in deren Zellen hervorrufen bis letztere platzen; nur wenige derselben zeigen sich widerstandsfähiger.

Hypertonische Lösungen werden, namentlich allmählich, von der Alge besser vertragen. Dann schützt sich die Alge mit eigenen Schleimhüllen oder wandelt ihre Elemente in Dauerzellen um. Im latenten Lebenszustande überstehen die Algen die äussersten Konzentrationen, wie solche von den Mutterlaugen in den Salzbassins gegeben sind, deren osmotischer Druck, grösser als 200 Atmosphären ist. Auf den grossen Salzhaufen vermag die Alge dann noch auf unbeschränkte Zeit (? Ref.) lebensfähig zu bleiben.

Diese physiologische Widerstandsfähigkeit dürfte erst langsam durch zeitliche Anpassung erworben worden sein. Sie befähigt aber die Alge zu einem Transporte von einem Orte zum andern, und dadurch die industrielle Verwertung derselben als „Filz" in den Salinen.

Solla.

223. **Gaidukov, N.** Über den Einfluss farbigen Lichts auf die Färbung lebender Oscillarien. (Abh. d. k. preuss. Akad. d. Wissensch., 1902, Anhang Phys.-math. Kl., p. 1—36, Taf. I—IV.)

Die Untersuchungen gehen aus von dem von Engelmann ermittelten Ergebnis, dass im allgemeinen das Licht für die Assimilation am günstigsten ist, dessen Farbe die komplementäre ist zu der des beleuchteten Chromophylls

Digitized by Google

in der Pflanze, und es sollte versucht werden, ob Pflanzen mit veränderlicher Farbe dieser Theorie gemäss in verschiedenem Lichte die Farbe ihres Chromophylls verändern würden. Dazu schienen Oscillarien von veränderlicher Färbung sehr geeignet und von diesen wurde besonders *Oscillatoria sancta* in einer grünen und violetten Form zu den Versuchen benützt. Verf. hat diese Algen in verschiedener Weise kultiviert und auf verschiedene Methoden einfarbigem Lichte ausgesetzt. Wirklich zeigt es sich, dass unter dem Einfluss farbigen Lichts das Chromophyll lebender Fäden von *Oscillatoria* seine Farbe verändert und zwar werden die Fäden in rotem Licht grünlich, in gelbbraunem blaugrün, in grünem rötlich, in blauem braungelb; das Absorptionsspektrum bestätigt, was das äussere Ansehen zeigt. Die künstlich entstandene Farbe hielt sich nach der Zurückversetzung der Fäden in weisses Licht monatelang weiter. Ferner zeigt sich, wenn die grüne und violette Form der *O. sancta* nebeneinander wachsen, dass die erstere hinter grünem und blauem Licht von der zweiten überwuchert wird und hinter rotem und braungelbem Licht das umgekehrte geschieht. Die sehr interessante Arbeit, die auch auf naheliegende biologische Fragen eingeht, ist von 4 recht instruktiven Tafeln begleitet, auf denen die Farben, Spektren und Kurven angegeben sind.

224. **Largaiolli, Vitt.** L'Oscillatoria rubescens DC. nel Trentino. (Tridentum, Anno V, Fasc. III, Trento, 1902.)

Im Caldonazzosee hat Verf. im April 1902 eine aus *Oscillaria rubescens* bestehende Wasserblüte beobachtet. Angaben über das Auftreten dieser Alge in anderen alpinen Seen werden hinzugefügt. (Nach Ref. im Bot. C., Bd. 90. p. 90.)

225. **Hyanis. J. E.** and **Richards, E. H.** Notes on Oscillaria prolifica. (Technol. Quarterly, XV. Sept. 1902, p. 308—315.)

In dieser neuen Mitteilung (vgl. Bot. J. f. 1901, p. 308, Ref. 282) wird eine Analyse sowohl der getrockneten *Oscillaria* als auch des Wassers von der Oberfläche mitgeteilt. Der Gehalt an Kieselsäure ist sehr gross. Die Bestimmung der im Wasser gelösten Kohlensäure zeigt, dass mit dem Auftreten der *Oscillaria* die Kohlensäure verschwindet und das Wasser alkalisch wird. Mit dem Absterben der Alge wird der Gehalt an Kohlensäure normal.

226. **Arzichowsky, W.** Zur Morphologie und Systematik der Beggiatoa Trev. (Bull. Jardin Impér. Bot. de St. Petersbourg, T. II, Livr. 2, 1902, p. 35—46, 1 Taf.) [Russ. mit deutschem Résumé.]

Aus dem deutschen Résumé erfahren wir folgendes: Das Vorhandensein der Schwefeltröpfchen in den typischen Oscillarien und die Übergangsformen zwischen *Oscillaria* und *Beggiatoa (Oscillaria beggiatoides* n. sp. — eine farblose schwefelführende *Oscillaria*) erlauben die Beggiatoen als eine Abzweigung der Gattung *Oscillaria* anzusehen. Die Art der Schwefelverbreitung in der Zelle ist ein gutes Unterscheidungsmerkmal der *Beggiatoa*-Arten. Bei *B. pellucida* sitzen die Schwefeltröpfchen fast ausschliesslich an den Querwänden; in der Zelle der *B. tigrina* lassen sie die Querwände frei und befinden sich die Gruppen der Tröpfchen in der Mitte der Zelle; in den Fäden der *B. alba* sind sie überall verbreitet. Bei der *Oscillaria beggiatoides* sitzen sehr kleine Tröpfchen nur an den Längswänden. Die Struktur des Plasma bei *Beggiatoa* ist wabig, die des Centralkörpers soll später untersucht werden.

227. **Elenkin, A.** Quelques observations sur la vie des Beggiatoa. (Russ. mit französisch. Résumé.) (Bull. Jard. imp. bot. de St. Petersbourg, II, p. 127—131.)

Nicht gesehen.

Digitized by Google

VIII. Anhang: Palaeontologie.

228. **Lorenz, Theodor.** Geologische Studien im Grenzgebiete zwischen helvetischer und ostalpiner Facies. II. Der südliche Rhätikon. (Ber. der naturf. Gesellsch. zu Freiburg i. B., Bd. 12, 1902, p. 84—95, mit 9 Tafeln und 19 Abbild. i. T.)

In dieser Arbeit werden verschiedene fossile Algen aus dem Flysch und der unteren Kreide angeführt und auch einige davon abgebildet.

229. **Lagerheim, G.** Untersuchungen über fossile Algen I—II. (Geologiska Föreningens Förhandl., No. 217, Bd. 24, H. 7, S. 475—500, Stockholm, 1902, 8°.)

Mit Ausnahme der Diatomeen sind bisher nur ca. 70 Süsswasseralgen in quartären Ablagerungen gefunden. Sicher bestimmbare Reste von Desmidieen, Protococcoideen, Heterokonten und Myxophyceen sind indessen in „Gyttja"enthaltenden Sedimenten sehr gewöhnlich und bisweilen inbezug auf Zeit und Tiefe bei der Ablagerung sehr instruktiv. Vorliegender Aufsatz behandelt zuerst die Verbreitung von *Phacotus lenticularis* Stein, einer Süsswasservolvocinee mit aus 2 Hälften bestehenden Kalkschalen, in tertiären und quartären Ablagerungen. In einer tertiären Ablagerung ist sie nur einmal aufgefunden (miocän, Öningen in Baden); in postglacialen Sedimenten ist sie bisweilen so häufig, dass der Boden Phacotuskalk genannt werden könnte (Hollerup in Dänemark). In den arktischen Ablagerungen der Ancyluszeit ist sie nicht gefunden. Sie tritt zuerst in borealen und atlantischen Schichten auf. *Phacotus* kommt immer mit anderen mikroskopischen Organismen verschiedener Art gemengt vor, und von höheren Gewächsen, die in seiner Gesellschaft vorkommen, sollen *Polystichum Thelypteris, P. Filix mas, Lycopodium complanatum* erwähnt werden. Unter den *Phacotus* begleitenden Rhizopoden mögen *Difflugia oliformis* und *Quadrula globulosa* hervorgehoben werden. Die neuen Befunde in „Kalkgyttja" aus mehreren Gegenden bestätigten die früher vom Verfasser ausgesprochene Vermutung, dass sie für kalkreiche Wasser charakteristisch sind. In der Abhandlung werden alle die vom Verf. gefundenen Organismen nach Ablagerungen und Fundorten verzeichnet. Die Gattung *Xanthidium* war seither nicht fossil gefunden. Ein besonderer Aufsatz über die fossilen Desmidieen wird in Aussicht gestellt. Bohlin.

230. **Coupin, H.** Les microbes fossiles et la formation de la houille. (La Nature, XXX, p. 43—45, 6 fig.)

Nicht gesehen, soll nach einer Notiz in der Hedwigia Algologisches enthalten.

231. **Baccarini, P.** Sopra alcuni microorganismi del disodile di Melilli. (Bollettino dell'Accad. Gioenia in Catania, fasc LXIV, S. 3—7.)

Aus der Umgebung von Melilli (Sizilien) untersuchter Dysodil ergab im allgemeinen dieselbe Zusammensetzung wie jene von Ries (vgl. Harz, Bot. J., XVII, 252). Der Hauptsache nach sind es Rückstände des *Palmella*-Stadiums einer oder mehrerer Grünalgen; Chlorophyll wurde jedoch nicht beobachtet.

Ferner kommen darin vor: Pilzsporen und Diatomeenschalen, Pollenkörner, welche gewöhnlich geplatzt waren, nicht gekeimt hatten. In kalkreichen Dysodilmustern liessen sich auch Blattreste bemerken. Eigentümlich ist, in allen Exemplaren, die Gegenwart von einem Mycelium gewesen, welches sich als ein *Pythium* erkennen liess: Verf. benennt es *P. Disodylis*. Solla.

232. **Langeron, M.** Contributions à l'étude de la flore fossile de Sézanne. 3. fasc.: Nouvelles considérations sur les formations travertinenses anciennes

Digitized by Google

et contemporaines. (Bull. Soc. d'hist. nat. d'Autun., 8°, T. XV, 1902, 28 pp., 3 plates.)

Es handelt sich um die mit einer durchfurchten Kruste versehenen Kalkgesteine, eine Erscheinung, die auf der Tätigkeit von Algen beruht, und zwar sind es sogenannte perforierende Algen aus den Gattungen *Lyngbya*, *Gomontia*, *Phormidium* und *Rivularia*. (Nach einem längeren Ref. im Bot. C., 90, 819.)

238. **Savornin, J.** Note préliminaire sur les Lithothamnium des terrains tertiaires d'Algérie. (Bull. Soc. Géol. France, 4. Ser., T. II, p. 158—162, fig. 1—5.)

Verf. beschreibt zunächst 3 *Lithothamninm*-Arten aus dem mittleren und unteren Eocän von Algier, die schon aus Europa bekannt sind: *L. nummuliticum* Gümb., *L. ramosissimum* Reuss. und *L. pliocaenum* Gümb.; er erwähnt, dass er auch im Miocän Formen gefunden hat, die aber mit den bekannten nicht zu identifizieren sind.

234. **White, D.** Two new species of Algae of the Genus Buthotrephis, from the Upper Silurian of Indiana. (Proceed. U. S. Nat. Mus., vol. 24, 1902, p. 265—270, Pl. XVI—XVIII.)

Die zwei neuen Arten werden *Buthotrephis divaricata* und *B. Newlini* genannt. Wenn es sich wirklich um fossile Algen handelt, so dürften sie am nächsten mit *Codium* verwandt sein.

235. **White, D.** A new name for Buthrotrephis divaricata D. W. (Proc. Biol. Soc. Wash., vol. XV, April 1902, p. 86.)

Nicht gesehen.

236. **White, D.** Description of a Fossil Alga from the Chemung of New York, with remarks on the genus Haliseritis Sternb. (Rept. N. Y. State Palaeontologist for 1901, p. 594—610, pl. 3 and 4.)

Nicht gesehen.

237. **Lorenz v. Liburnau, L.** Ergänzung zur Beschreibung der fossilen Halimeda Fuggeri (2 Taf.). (Sitzungsber., Wien, 1902, Bd. CXI, Abt. 1.)

Ref. im nächsten Jahresbericht.

238. **Knowlton, F. H.** Description of a new fossil species of Chara. (Torreya, vol. II, 1902, p. 71—72, with fig.)

Die *Chara*, deren Früchte Verf. untersucht hat und die 0,70 mm lang und 0.40 mm breit sind, nennt er *Ch. Springerae* n. sp. Sie stammt von Arroyo Pecos, Las Vegas, Neumexiko.

Verzeichnis der neuen Arten.

Fossile Formen sind nicht aufgenommen.

1. *Amphiroa aberrans* Yendo, 1901. Journ. Coll. Sc. Tokyo XVI, p. 16, Pl. II, 1—5, V, 1—3. Japan.
2. *A. crassissima* Yendo, 1902. l. c. 16, Pl. I, 27—28, V, 5—6. Japan.
3. *A. declinata* Yendo, 1902. l. c. 15, Pl. I, 29, VI, 4. Japan.
4. *A. echigoensis* Yendo, 1902. l. c. 11, Pl. I, 15—16, IV, 10. Japan.
5. *A. misakiensis* Yendo, 1902. l. c. 14, Pl. I, 24—25, VI, 1. Japan.
6. *A. pusilla* Yendo, 1902. l. c. 18, Pl. I, 22—23, V, 11—18. Japan.
7. *A. valonioides* Yendo, 1902. l. c. 5, Pl. I, 1—3, IV, 1. Japan.
8. *A. zonata* Yendo, 1902. l. c. 10, Pl. I, 11—14, IV, 9. Japan.
9. *Anabaena (Sphaerozya) Füllebornii* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 61, T. I, 4. Nyassasee.

Digitized by Google

10. *Anabaena hyalina* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 245, T. V, 8. Afrika.
11. *Aphanothece Goetzei* Schmidle, 1902. Engl. J., 30, p. 242. Afrika.
12. *Arthrodesmus Fülleborni* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 70, T. II. 3 Nyassasee.
13. **Askenasyella** *chlamydopus* Schmidle, 1902. Hedwigia 41, p. 154, c. fig Bayern.
14. *Aulosira thermalis* G. S. West, 1902. J. of B. 40, p. 244, T. 489, 1—10 Island.
15. *Bulbochaete minuta* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 126, Pl. XVII, 1(Ceylon.
16. *B. spirogranulata* West, 1902. l. c. p. 126, Pl. XVII, 8, 9. Ceylon.
17. *Calothrix africana* Schmidle, 1901. Engl. J. 30, p. 249, T. V, 11. Afrika.
18. *C. Goetzei* Schmidle, 1901. l. c. 30, p. 248, T. IV, 6. Afrika.
19. *C. Fülleborni* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 62, T. I, 6—8. Nyassasee.
20. *C. membranacea* Schmidle 1902. l. c. 30, p. 61, T. II, 12—14. Ostafrika.
21. **Calyptrosphaera** *globosa* Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk. I, p. 185, T. 5 53—54. Syracus.
22. *C. oblonga* Lohmann, 1902. l. c. 185, T. 5, 43—46. Syracus.
23. *Cephaleuros Henningsii* Schmidle, 1902. Hedwigia 41, p. 159. Java.
24. *Ceratium compressum* Gran, 1902. Report on Norw. Fish. II, 5, p. 196. Nor wegen.
25. **Chaetonella** *Goetzei* Schmidle, 1901. Engl. J. 30, p. 253, T V, 1, 2. Afrik
26. *Chaetophora attenuata* Hazen, 1902. Memoirs Torr. Bot. Club. XI. U. S. A
27. *Chamaesiphon africanus* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 62, T. II, 8. Ost afrika.
28. *C. minimus* Schmidle, 1902. l. c. 30, p. 62. Ostafrika.
29. **Characiella** *Rukwae* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 82, T. III, 2(Nyassasee.
30. *Cheilosporum latissimum* Yendo, 1902. Journ. Coll. Sc. Tokyo, XVI, p. 2 Pl. II, 16—17, VI, 7. Japan.
31. *C. maximum* Yendo, 1902. l. c. 22, Pl. II, 18—19, VI, 9. Japan.
32. *C. yessoense* Yendo, 1902. l. c. 19, Pl. II, 12—13, VI, 5. Japan.
33. *C. Mac Millani* Yendo, 1902. Mines. Bot. Stud. II, p. 718, Pl. LII, 4— LVI, 11—14. Minnesota.
34. **Chlorobotrys** *regularis* Bohlin, 1901. Sv. Vet. Ak. Bihang, 27, III, 4, p. 8 = Chlorococcum regulare West.
35. **Chondrogloea** *africana* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 247, T. V, 1(Afrika.
36. *Chroococcus Goetzei* Schmidle, 1901. Engl. J. 30, p. 242, T. V, 9. Afrika.
37. *C. parallelepipedon* Schmidle, 1901. l. c. 30, p. 242, T. V, 7. Afrika.
38. *C. polyedriformis* Schmidle, 1901. l. c. 30, p. 241, T. IV, 1. Afrika.
39. *Cladophora Dusenii* Brand, 1902. Hedwigia 41, p. 67, Taf. I, 15. Kamerun
40. *C. incurvata* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 132, Pl. 17, 12, 1 Ceylon.
41. *C. Raciborski* Gutw. 1901. Rozpr. mat. przyr., T. 39, p. 292, T. V, 8. Java
42. *Closterium anastomosum* West. 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 137, Pl. 1 24—26. Java.
43. *C. constrictum* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 584, T. 37, 1 Java.
44. *C. didymocarpum* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 65, T. I, 15, 21. Nyassase

Digitized by Google

45. *C. exiguum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 141, Pl. 18, 17, 18. Nyassasee.
46. *C. Nordstedtii* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902. p. 583, T. 36, 16. Java.
47. *C. pleurodermatum* West 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 139, Pl. 18, 12. Java.
48. *C. subcompactum* West. 1902. l. c. VI, p. 137, Pl. 18, 11. Ceylon.
49. *C. subscoticum* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 583, T. 36, 15. Ceylon.
50. *C. sublineatum* Gutw. 1902. l. c. 1902, p. 582, T. 36, 12. Java.
51. *C. subporrectum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 139, Pl. 18, 14—16. Java.
52. *C. validum* West, 1902. l. c. VI, p. 140, Pl. 18, 19. Java.
53. **Coccolithophora** *wallichii* Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk. I, p. 188, T. 5, 58—60. Syracus.
54. *Corallina aculeata* Yendo, 1902. Minnes. Bot. Stud. II, p. 720, Pl. LV, 8, LVI, 18—19. Minnesota.
55. *C. vancoureriensis* Yendo, 1902. l. c. 719, Pl. LIV, 8, LV, 1—2, LVI, 16—17. Minnesota.
56. *C. arborescens* Yendo, 1902. Journ. Coll. Sc. Tokyo, XVI, p. 25, Pl. III, 5, VII, 5. Minnesota.
57. *C. confusa* Yendo, 1902. l. c. 34, Pl. III, 20, VII, 20. Minnesota.
58. *C. decussato-dichotoma* Yendo, 1902. l. c. 25, Pl. III, 1—3, VII, 3—4. Minnesota.
59. *C. kaifuensis* Yendo, 1902. l. c. 38, Pl. III, 19, VII, 19. Minnesota.
60. *C. nipponica* Yendo, 1902. l. c. 28, Pl. II, 20, VII, 1. Minnesota.
61. *C. radiata* Yendo, 1902. l. c. XVI, p. 26, Pl. III, 6, VII, 7. Minnesota.
62. *C. sessilis* Yendo, 1902. l. c. XVI, p. 32, Pl. III, 18, VII, 18. Minnesota.
63. *C. ungulata* Yendo, 1902. l. c. XVI, p. 26, Pl. III, 7—8, VII, 8. Minnesota.
64. *C. yenoshimensis* Yendo, 1902. l. c. XVI, p. 28, Pl. II, 21—24, VII, 2. Minnesota.
65. *Cosmarium bipaxillum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 165, Pl. 20, 31. Minnesota.
66. *C. biscrobiculatum* West, 1902. l. c. VI, p. 172, Pl. 21, 5. Minnesota.
67. *C. ceylanicum* West, 1902. l. c. VI, p. 174, Pl. 21, 14, 15. Minnesota.
68. *C. dorsitruncatiforme* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 592, T. 38, 85. Java.
69. *C. dorsogranulatum* West, 1902. Trans. Linn. Sc. VI, p. 168, Pl. 20, 41. Java.
70. *C. Freemanii* West, 1902. l. c. VI, p. 173, Pl. 21, 8—10. Java.
71. *C. (Pleurotaeniopsis) Fülleborni* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 67, T. I, 19. Nyassasee.
72. *C. homalodermum* var. *minor* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 69, T. I, 26. Nyassasee.
73. *C. Lindavi* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 69, T. I, 27. Nyassasee.
74. *C. medioscrobiculatum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 169, Pl. 21, 1. Nyassasee.
75. *C. occultum* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 69, T. I, 25. Nyassasee.
76. *C. praemorsiforme* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 595, T. 38, 44. Java.

Digitized by Google

77. *Cosmarium pseudoscenedesmus* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 164, Pl. 20, 34. Ceylon.
78. *C. pterophorum* West, 1902. l. c. VI, p. 171, Pl. 21, 6, 7. Ceylon.
79. *C. spinuliferum* West, 1902. l. c. VI, p. 178, Pl. 21, 12, 13. Ceylon.
80. *C. subbireme* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 597, T. 38, 47. Java
81. *C. subconstrictum* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 66. Ostafrika.
82. *C. suberosum* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie 1902, p. 592, T. 38, 36. Java.
83. *C. suevicum* Kirchner, 1902. Württemb. Jahreshefte 58, p. 346. Württemberg.
84. *C. Tjibenongense* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 591, T. 38, 34 Java.
85. *C. Treubii* Gutw. 1902. l. c. 1902, p. 592, T. 38, 37. Java.
86. *Cutleria cylindrica* Okam. 1902. Illustr. Mar. Alg. Japan I, 6. Japan.
87. *Cylindrocystis pyramidata* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 184, Pl. 18, 1, 2. Ceylon.
88. *Cylindrospermum Goetzei* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 245, T. IV. 5 Afrika.
89. *C. tropicum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 208. Ceylon.
90. *Dasya Stanfordiana* Farlow, 1902. Proc. Am. Ac. Arts a. Sc. 38, p. 94 Galapagos.
91. *Delesseria Ferlusii* Hariot, 1902. Bull. Mus. Hist. nat. Paris, 1902, p. 471 Madagascar.
92. *Dermocarpa Farlowii* Börgesen, 1902. Botany of the Färöes, Pt. II. Färöer
93. **Desmatractum** plicatum West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 198, Pl. 17, 14—15 Ceylon.
94. *Desmidium pseudostreptonema* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 198 Pl. 22. 35—37. Ceylon.
95. **Dichotomosiphon** tuberosus (A. Br.) Ernst. 1902. Beihefte z. Bot. C. 18, p. 115 Taf. 115—148. Genf.
96. *Dinophysis intermedia* Cleve 1902. Göteborgs Handlingar IV, 4, p. 30, fig. 1 Atlant. Ocean.
97. *Draparnaldia platyzonata* Hazen, 1902. Memoirs Torr. Bot. Club. XI. U. S. A
98. *Euastrum Bohneri* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 67, Taf. II, 6. Ostafrika
99. *E. basichondrum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 155, Pl. 20, 14, 15 Ceylon.
100. *E. dideltoides* West, 1902. l. c. VI, p. 147, Pl. 19, 12. Ceylon.
101. *E. egregium* West, 1902. l. c. VI, p. 150, Pl. 20, 1. Ceylon.
102. *E. fissum* West, 1902. l. c. VI, p. 154, Pl. 20, 17, 18. Ceylon.
103. *E. Freemanii* West, 1902. l. c. VI, p. 149, Pl. 19, 25. Ceylon.
104. *E. geometricum* West, 1902. l. c. VI, p. 151, Pl. 20, 7, 8. Ceylon.
105. *E. ligatum* West, 1902. l. c. VI, p. 156, Pl. 19, 18, 19. Ceylon.
106. *E. plesiocoralloides* West, 1902. l. c. VI, p. 151, Pl. 20, 5, 6. Ceylon.
107. *E. pulcherrimum* West, 1902. l. c. VI, p. 153, Pl. 20, 11. Ceylon.
108. *Euglena flava* Dangeard, 1902. Le Botaniste, Ser. VIII.
109. *E. polymorpha* Dangeard, 1902. l. c. Ser. VIII.
110. *E. proxima* Dangeard, 1902. l. c. Ser. VIII.
111. *E. sociabilis* Dangeard, 1902. l. c. Ser. VIII.
112. *E. splendens* Dangeard, 1902. l. c. Ser. VIII.
113. *Fischerella major* Gomont, 1902. Journ. de Bot. XVI, no. 9, Tab. Wien.
114. *Gloeocystis Ikapoae* Schmidle 1902. Engl. J. 32, p. 79, T. III, 4. Nyassase

Digitized by Google

115. *Glossophora galapagensis* Farlow 1902. Proc. Am. Ac. Arts a. Sc., 38, p. 90, Galapagos.
116. *Hapalosiphon delicatulus* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 201. Ceylon.
117. *Herpophyllum coalescens* Farlow, 1902. Proc. Am. Ac. Arts a. Sc. 38, p. 97 Galapagos.
118. *Herposteiron crassisetum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 180. Pl. 17, 11. Ceylon.
119. **Histionia** Zachariasi Voigt, 1902. Plöner Forschungsber. IX, p. 83, Taf. II, 1, 2. Plön.
120. *Hyella endophytica* Börgesen, 1902. Botany of the Färöes, Pt. II. Färöer.
121. **Implicaria** reticulata Heydr. 1902. Ber. D. B. G. XX, p. 479, Taf. XXII. Japan.
122. *Laminaria faeroensis* Börgesen, 1902. Botany of the Färöes, Pt. II. Färöer.
123. *Lithophyllum acrocamptum* Heydrich, 1902. Bull. Mus. d'hist. nat. 1902, p. 474.
124. *L. madagascarense* Heydrich, 1902. l. c. 1902, p. 478.
125. *L. pseudolichenoides* Heydrich, 1902. l. c. 1902, p. 475.
126. *Lithothamnion conchatum* Fosl. et Setch. 1902. Norske Vid. Selsk. Skr. 1902 No. 2, p. 6. Californien.
127. *L. phymatodeum* Fosl. 1902. l. c. 1902, No. 2, p. 3. Californien.
128. *Lyngbya Nyassae* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 60, T. I, 2. Nyassasee.
129. *Melobesia marginata* Setch. et Fosl. 1902. Norske Vid. Selsk. Skr. 1902, No. 2, p. 10. Californien.
130. *M. rugulosa* Setch. et Fosl. 1902. l. c. 1902, No. 2, p. 10. Californien.
131. *M. triplex* Heydrich, 1902. Bull. Mus. d'hist. nat. 1902, p. 478. Madagascar.
132. *Micrasterias urniformis* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 157, Pl. 20, 19. Madagascar.
133. *Microspora quadrata* Hazen, 1902. Memoirs Torr. Bot. Club. XI. U. S. A.
134. *M. tumidula* Hazen, 1902. l. c. XI. U. S. A.
135. *Mougeotia craterophora* Bohlin, 1901. Sv. Vet. Ak. Bihang 27, III, 4, p. 51, fig. 4. Azoren.
136. *M. immersa* W. West, 1902. J. of B. 40, p. 141. Indien.
137. *Myrionema faeroense* Börgesen, 1902. Botany of the Färöes, Pt. II. Färöer.
138. *M. speciosum* Börgesen, 1902. l. c. Pt. II. Färöer.
139. **Myxoderma** Goetzei Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 246, T. IV, 2. Afrika.
140. *Oedogonium elegans* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 128, Pl. 17, 6, 7. Ceylon.
141. *O. reticulatum* West, 1902. l. c. VI, p. 129. Ceylon.
142. *O. suboctangulare* West, 1902. l. c VI, p. 127, Pl. 17, 1, 2. Ceylon.
143. **Oedesmus** Doederleinii Schdle. 1902. Hedwigia 41, p. 162, c. fig. Vogesen.
144. *Oscillaria beggiatoides* Arzichowsky, 1902. Bull. Jard. Imp. Bot. St. Petersburg T. II, 2, p. 85, Taf. I. Russland.
145. *Oscillatoria subbrevis* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 243. Afrika.
146. *Penium diadematum* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 585, T. 37, 20. Java.
147. *P. heterotaphridium* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 185, Pl. 18, 34. Ceylon.
148. *P. spirostriolatiforme* West, 1902. l. c. VI, p. 186, Pl. 18, 6. Ceylon.
149. *Peridinium alatum* Garbini, 1902. Zoolog. Anzeiger 25, p. 123, c. fig. Italien.

Digitized by Google

150. *P. conicum* Gran, 1902. Report on Norw. Fish. II, 5. p. 190. Norwegen. = *P. divergens* var. *conica* Gran.
151. *P. pentagonum* Gran, 1902. l. c. II, 5, p. 190. Norwegen. = *P. divergens* var. *sinuosa* Lemm.
152. *Phacelocarpus affinis* Hariot, 1902. Bull. Mus. Hist. nat. Paris, 1902, p. 471. Madagascar.
153. *P. japonicus* Okam. 1902. Illustr. Mar. Alg. Japan I, 6. Japan.
154. *Phacus clavata* Dangeard, 1902. Le Botaniste, Ser. VIII.
155. *Phaeostroma parasiticum* Börgesen, 1902. Botany of the Färöes. Pt. II. Färöer.
156. *Phormidium Bohneri* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 59, T. II, 11. Ostafrika.
157. *P. Füllebornii* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 60. Nyassasee.
158. *P. orientale* G. S. West, 1902. J. of B. 40, p. 248, Tab. 439, p. 25—27. Hinterindien.
159. *Pleurotaenium doliforme* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 142. Pl. 19. 9, 10. Ceylon.
160. *P. perlongum* West, 1902. l. c. VI, p. 143, Pl. 19, 12. Ceylon.
161. **Pontosphaera** haeckelii Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk. I, p. 131. T. 4, 14—15. Syracus.
162. *P. huxleyi* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 130, T. 4, 1—9, 6, 69. Syracus.
163. *P. inermis* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 131, T. 4, 11—13. Syracus.
164. *P. pellucida* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 131, T. 4, 16—18, 20. Syracus.
165. *P. syracusana* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 130, T. 4, 10. Syracus.
166. *Porphyra occidentalis* Setch. a. Hus, 1900. Zoe. vol. V, p. 69. California. (Vergl. Proc. Calif. Acad. of Sc. 8. Ser. Bot. vol. II, p. 228, Pl. 21. fig. 15—17.)
167. *Prasiola borealis* Reed. 1902. Univ. of Calif. Publ. Bot., I, p. 160, Pl. 15—16. Alaska.
168. *Protococcus Goetzei* Schmidle, 1901. Engl. J. 30, p. 252, T. V, 4—6. Afrika.
169. **Radiococcus** nimbatus Schmidle, 1902. Allg. bot. Zeitschr. 1902. p. 41. = *Pleurococcus nimbatus* D. W.
170. *Rhabdosphaera stylifer* Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk., I, p. 143. T. 5. 65. Syracus.
171. *Rhaphidium Pfitzeri* Schröder, 1902. Verh. naturh.-med. Ver. Heidelberg. N. F., VII, p. 152, Taf. VI, fig. 6. Virnheim (Hessen).
172. *Schizothrix Guadeloupeana* Schdle, 1902. Hedwigia 41, p. 161. Guadeloupe.
173. **Scyphosphaera** apsteinii Lehmann, 1902. Arch. f. Protistenk., I. p. 182. T. 4, 26–30. Syracus.
174. *Scytonema Bohneri* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 60. Ostafrika.
175. *S. Gomontii* Gutw. 1901. Rozpr. mat. przyr. T. 39, p. 303, Tab. V, 7. Java.
176. *Siphonocladus Delphini* Hariot, 1902. Bull. Mus. Hist. nat. Paris. 1902. p. 470. Madagascar.
177. *Sorastrum minutum* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 85, T. III. 6. Nyassasee.
178. *Spirogyra Füllebornii* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 76, T. III, 2. Nyassasee.
179. *S. Goetzei* Schmidle, 1901. l. c. 30, p. 251, T. IV, 8. Afrika.
180. *Spirulina gigantea* Schmidle, 1902. l. c. 32, p. 59, T. I, 5. Nyassasee.
181. *S. Gomontii* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 613, T. 40, 69. Java.
182. *S. Neumannii* Schmidle, 1902. Engl. J. 30, p. 58, T. II, 5. Ostafrika.
183. *S. princeps* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 205. Ceylon.

Digitized by Google

184. *Spondylosium compactum* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 174, Pl. 22, 29, 30. Ceylon.
185. *Staurastrum acanthastrum* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 188, Pl. 22, 1. Ceylon.
186. *S. acestrophorum* West, 1902. l. c. VI, p. 184, Pl. 22, 8. Ceylon.
187. *S. approximatum* West, 1902. l. c. VI, p. 184, Pl. 22, 5. Ceylon.
188. *S. biordinatum* West, 1902. l. c. VI, p. 185, Pl. 21, 36. Ceylon.
189. *S. ceylanicum* West, 1902. l. c. VI, p. 183, Pl. 22, 2. Ceylon.
190. *S. Chavesii* Bohlin, 1901. Sv. Vet. Ak. Bihang, 27, III, 4, p. 56, fig. 15. Azoren.
191. *S. columbetoides* West, 1902. l. c. VI, p. 186, Pl. 22, 8, 9. Ceylon.
192. *S. cyclacanthum* West, 1902. l. c. VI, p. 189, Pl. 22, 18. Ceylon.
193. *S. Freemanii* West, 1902. l. c. VI, p. 177, Pl. 21, 21. Ceylon.
194. *S. Füllebornii* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 74, T. II, 10. Nyassasee.
195. *S. giganteum* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 178, Pl. 21, 20. Ceylon.
196. *S. heneratgodhense* West, 1902. l. c. VI, p. 179, Pl. 21, 23. Ceylon.
197. *S. javanicum* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 604, T. 39, 59, Java.
198. *S. Ikapoae* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 74, T. II, 11. Nyassasee.
199. *S. indentatum* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 186, Pl. 22, 10—12. Ceylon.
200. *S. Raciborskii* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 607, T. 40, 65. Java.
201. *S. submanfeldtii* West, 1902. Trans. Linn. Soc., VI, p. 188, Pl. 22, 16. Ceylon.
202. *S. subparvulum* West, 1902. l. c. VI, p. 186, Pl. 22, 7. Ceylon.
203. *S. subsaltans* West, 1902. l. c. VI, p. 187, Pl. 22, 15. Ceylon.
204. *S. tauphorum* West, 1902. l. c. VI, p. 191, Pl. 22, 23—25. Ceylon.
205. *S. triforcipatum* West, 1902. l. c. VI, p. 184, Pl. 22, 6. Ceylon.
206. *S. villosum* West, 1902. l. c. VI, p. 178, Pl. 21, 19. Ceylon.
207. *S. Wildemani* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie, 1902, p. 605. T. 40, 61. Java.
208. *Staurogenia cuneiformis* Schmidle, 1902. Engl. J. 32, p. 81, T. III, 16. Nyassasee.
209. *Stichococcus scopulinus* Hazen, 1902. Memoirs Torr. Bot. Club. XI. U. S. A.
210. *Stigeoclonium (Myxonema) aestivale* Hazen, 1902. Memoirs Torr. Bot. Club. XI. U. S. A.
211. *S. attenuatum* Hazen, 1902. l. c. XI. U. S. A.
212. *S. glomeratum* Hazen, 1902. l. c. XI. U. S. A.
213. *S. stagnatile* Hazen, 1902. l. c XI. U. S. A.
214. *S. ventricosum* Hazen, 1902. l. c. XI. U. S. A.
215. *Stipitococcus Lauterbornei* Schmidle, 1902. Hedwigia 41, p. 153, c. fig. Bayern.
216. *Symploca Yappii* G. S. West, 1902. J. of B. 40, p. 247, T. 439, 21—24. Hinterindien.
217. **Syracosphaera** dentata Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk., 1, p. 134, T. 4, 21—25. Syracus.
218. *S. mediterranea* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 134, T. 4, 31—32. Syracus.
219. *S. pulchra* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 134, T. 4, 33, 36—37. Syracus.
220. *S. robusta* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 135, T. 4, 35—36. Syracus.
221. *S. spinosa* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 133, T. 5, 42. Syracus.
222. *S. tenuis* Lohmann, 1902. l. c. I, p. 134, T. 5, 38—41. Syracus.
223. *Trachelomonas intermedia* Dangeard, 1902. Le Botaniste Ser. VIII.

Digitized by Google

224. *Trentepohlia annulata* Brand, 1902. Bot. C. Beihefte XII, p. 222, fig. 13, 16. Bayern.
225. *T. Negeri* Brand, 1902. l. c. XII, p. 221, fig. 7, 11. Chile.
226. **Umbilicosphaera** mirabilis Lohmann, 1902. Arch. f. Protistenk., I, p. 139, T. 5, 66. Syracus.
227. *Xanthidium ceylanicum* West, 1902. Trans. Linn. Soc. VI, p. 158, Pl. 20, 24, 25. Ceylon.
228. *X. Freemanii* West, 1902. l. c. VI, p. 158, Pl. 20, 28. Ceylon.
229. *X. inconspicuum* West, 1902. l. c. VI, p. 160, Pl. 20, 26. Ceylon.
230. *X. lepidum* West, 1902. l. c. VI, p. 159, Pl. 20, 22, 23. Ceylon.
231. *X. quadridentatum* West, 1902. l. c. VI, p. 160, Pl. 20, 21. Ceylon.
232. *X. Raciborskii* Gutw. 1902. Bull. de Cracovie 1902 p. 588, T. 37, 28. Java.

VIII. Die neuen Arten der Phanerogamen.

Ausgezogen von **K. Schumann.**

Die neuen Arten der

1. Algen finden sich . . . . . S. 137.
2. Bacillariaceen . . . . . cfr. Referate.
3. Pilze . . . . . S. 138.
4. Flechten cfr. Referate im Jahresber. 1901, II. Abt.
5. Moose . . . . . S. 254.
6. Gefässkryptogamen . . . . . cfr. Referate.

Gymnospermae.

Cycadaceae.

Macrozamia platyrrhachis Bail. Queensl. Fl. 1503.
M. mountperriensis Bail. l. c. 1505.
M. Hopei (Hill sub Catakidozamia) Bail. l. c. 1506.

Coniferae.

Abies od. Picea ellipsoconis Borb. Mag. bot. lap. I. 26. Ungarn.
Keteleria Fabri Mast. Journ. Linn. soc. XXVI. 555. China.
Podocarpus pedunculata Bail. Queensl. Fl. 1498.
Pinus Henryi Mast. Journ. Linn. soc. XXVI. 550. China.
P. Sargentii Lemoine in Kew Bull. 1900. App. II.
Taxodium imbricarium Harper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 388. Flor., N.-Carolina (T. disticha β Nutt.).

Gnetaceae.

Gnetum paraense Huber, Bot. mus. Para III. 408. Brasil.
G. oblongifolium Hub., l. c. 404.

Digitized by Google

Angiospermae.

Monocotyledoneae.

Alismataceae.

Echinodorus patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 175. Patagon.

Amaryllidaceae.

Agave tequilana A. Web. Bull. mus. 1902. p. 220. fig. 1. 2. Mex.
A. dactylio A. Web. l. c. 224. Halbins. Calif.
A. Langlassei André Rev. hortic. 1901. p. 349. Mex.
A. Weberi André Jard. 1901. p. 265. Mex.
Bomarea boliviensis Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 700. Boliv.
Crinum Wimbushii Worsley, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 808. Centr.-Afr.
C. Samuelii Worsl. l. c. 804.
C. Douglasii Bail. Queensl. Fl. 1609.
C. brevistylum Bail. l. c. 1609.
C. pestilentis Bail. l. c. 1610.
C. brisbanicum Bail. l. c. 1611.
Cyanella amboensis Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 948. D. S.-W.-Afr.
Doryanthes Palmeri Hill = D. excelsa Corr. var. Bailey, Queensl. Fl. 1612.
D. Guilfoylei Bail. = D. excelsa Corr. var. Bail. Queensl. Fl. 1612.
Hippeastrum Kromeri Worsley, Gard. Chr. III. ser. XXXI. 165. Brasil.
Lycoris Sprengeri Comes, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 469. Abb. Japan.
Zephyranthes melanopotamica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 169. Patagon.

Araceae.

Aglaonema siamense Engl. Bot. Tidsskr. XXIV. 275. Siam.
A. tenuipes Engl. l. c. 275. Siam.
Amorphophallus glabra Bailey, Queensl. Fl. 1696.
A. angustilobum Bail. l. c. 1696.
Anadendron angustifolium Engl. Bot. Tidsskr. XXIV. 170. Siam.
Arisaema Stewardsonii Britten (1901), Manual Fl. N. Stat. and Canada.
Homalonema brevispatha Engl. Bot. Tidsskr. XXIV. 274. Siam.
Hydrosme longituberosa Engl. Bot. Tidsskr. XXIV. 278. Siam.
Rhaphidophora australasica Bail. Queensl. Fl. 1697.
R. Lovellae Bail. l. c. 1698.
R. gratissima Becc. Borneo 604 (R. silvestris β obtusata Engl.).
Richardia Sprengeri Comes, Att. R. istit. incorr. Napoli V. ser. III. mem. 7. Transvaal.
R. Sprengeri Comes, Gard. Chr. III. ser. XXXIII. 850. Transvaal.
Scindapsus siamensis Engl. Bot. Tidsskr. XXIV. 278. Siam.
Staurostigma vermicida Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 89. Argent.
Typhonium Millari Bail. Queensl. Fl. 1695.

Bromeliaceae.

Billbergia boliviensis Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX, 696. Boliv.
Cottendorfia Rusbyi Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 697. Boliv.
Dyckia Hassleri Mez, Bull. hb. Boiss. II. ser. II. 824. Paraguay.
Pitcairnia Micheliana Ed. André, Rev. hort. 1901. 16 Dez.
Puya Brittoniana Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 697. Boliv.
Tillandsia micrantha Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 698. Boliv.

Digitized by Google

Tillandsia Augustae regiae Mez in Prinz. Therese v. Bayern, Reise-Buch. Bot. C. XIII.
T. chlorantha Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 87. Argent.
Vriesea hydrophora Ule, Arch. mus. nac. Janeiro X (1899). 189. Brasilien.

Burmanniaceae.

Burmannia Dalzelii Rendle, Journ. of bot. XL. 311. China.

Cannaceae.

Canna Brittonii Rusby, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 695. Boliv.

Centrolepidaceae.

Centrolepis cephaloformis Reader, Vict. Natur. XIX. 97. Austral.

Commelinaceae.

Cartonema Baileyi Bail. Queensl. Fl. 1656.
Commelina Clarkeana Wild. et Dur. (1903) Reliq. Dewr. 245. Kongogeb.
Dichorisandra? Thysiana*) Linden, Rev. hort. belg. 1902. Juni. Kongogeb.
D. Behnickii K. Sch. Gartenfl.
Donnellia grandiflora (Donn. Sm. sub Callisia) C. B. Cl. Bot. Gaz. XXXIII. 261. t. 11. Guatem.
Hat die Merkmale von Tradescantia, aber einsamige Kapselfächer.
Nat. Pflzf. II (4) 68. n. 17a.
Tinantia caribaea Urb. Symb. ant. III. 200. W.-Ind.
Tradescantia laramiensis Goodding, Bot. Gaz. XXXIII. 68. Wyoming.

Cyperaceae.

Baumea teretifolia (R. Br.) Palla in Kneuck. Cyp. exsicc. IV. n. 103. Austr.
B. acuta (Labill.) Palla l. c. n. 104.
Carex Merinoi Gand. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 52. Spanien, nom. nud.
C. paludicola Merino l. c. 52.
C. desertorum Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
C. Comarii Léveillé et Vaniot ,Bull. acad. intern. géo. bot. III. sér. XI. 26. Pyren.
C. argyrostachys Lév. et V. l. c. 27. Japan.
C. stolonifera Lév. et V. l. c. 27.
C. cardioglochin Lév. et V. l. c. 31.
C. morynensis Fr. bei Lév. et V. l. c. 57. China.
C. Martinii Lév. et V. l. c. 57.
C. Bodinieri Fr. bei Lév. et V. l. c. 59.
C. Schkuhriana Lév. et V. l. c. 59.
C. Reichenbachiana Lév. et V. l. c. 60.
C. hongkongensis Fr. bei Lév. et V. l. c. 65.
C. trappistarum Fr. l. c. 68.
C. tenuiformis Lév. et V. l. c. 104. Japan.
C. Vaniotii Lév. l. c. 108.
C. pseudo-strigosa Lév. et V. l. c. 109.
C. peniculacea Lév. et V. l. c. 110.
C. flabellata Lév. et V. l. c. 111.
C. dispalatha Lév. et V. l. c. 177.
C. caulorrhiza Lév. et V. l. c. 179.
C. pseudo-vesicaria Lév. et V. l. c. 180.
C. haematostachys Lév. et Van. l. c. 805. Korea.

*) Die Pflanze scheint sich den früheren von Linden benannten anzuschliessen, die ohne Blüten ganz unzuverlässig bestimmt sind. Dichorisandra kommt sonst in Afrika nicht vor

Digitized by Google

Carex pseudo-chinensis Lév. et Van. l. c. 306.
C. tegulata Lév. et V. l. c. 306.
C. explens Kuekenth. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1017. Korea.
C. cinerascens Kuek. l. c. 1017. Japan.
C. micrantha Kuek. l. c. 1018. Korea.
C. semiplena Kuek. l. c. 1018. Japan.
C. oronensis Fernald, Proc. Ann. acad. XXXVII. 471. U. S. A. Maine.
C. elachicarpa Fern. l. c. 492. U. S. A. Maine.
C. scopulorum Holm, Amer. journ. science CLXIV. 417—425.
C. prionophylla Holm l. c. (C. Tolmiei var.)
C. gymnoclada Holm. l. c. (C. Tolmiei var. angusta).
C. subarctica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 180. Patagon.
C. Maidenii Gandog. = G. Gaudichaudiana Kth. nach Maiden, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 72.
C. vitilis Fr. = C. brunescens var. Aschs. u. Gr. Syn. II. 62.
Cyperus Bushii Nash (1901), Manual Fl. N. Stat. and Canada.
C. longispicatus Norton, Trans. acad. St. Louis. XII. 37. t. 5. Texas.
Eriophorum oreatum Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 400. Wyom.
Heleocharis mamillata H. Lindb. in Dorfl. Sched. hb. norm. XLIV. XLV.
H. triangularis Reinsch, l. c.
H. fennica Palla = H. uniglumis f. nulliseta forma localis H. Lindb. in Act. soc. faun. et fl. flenn. XXIII. n. 7.
H. funebris Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 177. Patagon.
Helothrix paludosa (R. Br. sub Chaetospora) Palla in Kneuck. Cyper. exsicc. IV. n. 102. Austr.
H. imberbis (R. Br. sub Chaetospora) Palla l. c. n. 102.
H. axillaris (R. Br. sub Chaet.) Palla l. c. n. 108.
Hemicarpha aristulata Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 400. Wyom. (H. micrantha var. Cov.)
Mapania versicolor Becc. Borneo 517. (Pc. Bo. n. 1414 et 1427.)
Schoenus Rodwayanus Fitzgerald, Proc. Linn. soc. N. S. Wales. XXVII. 244. N. S. W.
S. Jamesonianus Fitzg. l. c.
Scirpus Fernaldii Bicknell (1901), Torreya, I. 96. Östl. V. St. Am.

Cyanastraceae.

Cyanastrum Verdickii Wild. Ann. mus. Congo, Bot. IV. sér. 5. Congo.

Dioscoreaceae.

Dioscorea apiculata Wild. Fl. Katang. t. 5. fig 107. Congo.
D. Verdickii Wild. l. c. 15.
D. Demeusii Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. 288. Congogeb.
D. angustifolia Rusby, Bull. Torr. bot. cl. XXIX, 701. Boliv.
D. Maidenii Rusby, l. c. 701. Boliv.
Rajania Sintenisii Uline ex Urban, Symb. ant. III. 281. W.-Ind.

Eriocaulonaceae.

Eriocaulon latifolium Arech. An. mus. Montev. IV. 21. Urug.
Paepalanthus manicatus Malme, Bih. Vet. Ak. Handling. XXVII. n. 11. S. 28. Brasil.
P. caldensis Malme l. c. 29.
Paepalanthus Arechavaletae Kcke. in An. mus. Montev. IV. 24. Uruguay.

Digitized by Google

Gramineae.

Acritochaete Volkensii Pilg. Engl. Jahrb. XXXII. 54. Kilimandscharo.
Verwandt Panicum, die II. und III. Gluma sind mit unregelmässig gewundenen Grannen versehen. Nat. Pfl. II (2) 86. n. 62a.

Aeluropus macrostachyus Hack. Östr. bot. Ztschr. LII. 874. Belutsch.

Agrostis occidentalis Lams. Scribn. et Merrill, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 466. Oregon.

A. valdiviana Hack. Östr. bot. Zschr. LII, 58. Chile.

A bacillata Hack. l. c. 59. Costarica.

A. Pittieri Hack. l. c. 60. Costarica.

A. Sodiroi Hack. l. c. 61. Ecuador.

A. obtusissima Hack. l. c. 107. Madeira.

A. tehuelcha Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII, 186. Patagon.

A. sanctacruzensis Speg. l. c. 187.

Airopsis tenella (Cav. sub Milium) (1899), Aschs. et Graebn. Syn. II. 299.

Anthephora cristata Hack. Reliq. Dew. 255. Congogeb. (A. elegans var. Doell.)

A. elongata Wild. Ann. mus. Congo, Bot. IV. sér. 2. t. 1. fig. 1—10. Congo.

Aphanelytrum procumbens Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 18. Ecuador.
Verwandt Brachyelytrum, als deren Sektion sie früher aufgefasst, verschieden durch häutige Deckspelze; die Inflorescenzen letzter Ordnung, Ähren, sollen Sympodien sein. Nat. Pflzf. II. (2) 47 n. 109a.

Arthrostylidium Urbanii Pilger (1901), Symb. ant. II, 889. Cuba.

A. obtusatum Pilger (1901), l. c. 840. Martinique.

A. multispicatum Pilg. (1901), l. c. 841. Porto Rico.

A. distichum Pilg. (1901), l. c. 842. Cuba.

Arundinaria nagashima (Marliac sub Bambusa) Aschs. et Gr. Syn. II. 778.

A. pygmaea (Miq. sub Bamb.) Aschs. et Gr. l. c. 778.

Avena montevidensis Hack, Östr. bot. Zeitschr. LII. 188. Urug.

A. Delavayi Hack. l. c. 189. China.

Aristida arachnoidea Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.

Atropis pannonica Hack. Magyar bot. lap. I, 97. Ungarn.

Briza ambigua Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 808. Brasilien.

Bromus brachyphyllus Merrill, Rhodora IV. 146. Oregon.

B. Benekeni (Lange sub Schedonorus) Aschs. et Graebn. Syn. II. 576. (Unterart.)

B. Moellendorfianus Aschs. et Graebn. l. c. 582. B. vernalis Brandis non Panc (Unterart.)

B. Reimannii Aschs. et Graebn. l. c. 590. Ungarn.

Calamagrostis Pittieri Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 108. Costarica.

C. sclerantha Hack. l. c. 108. Argent.

C. Hieronymi Hack. l. c. 109. Argent.

Chloris Ridleyi Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 287. Malakka.

Chusquea mexicana Hack. Ann. Wien. Hofmus. XVII. 256. Mexiko.

Cortaderia Sodiroana Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 288. Ecuador.

C. Selloana (Schult. sub Arundo) Aschers. et Graebn. (1899), Syn. II. 225. (C argentea Stpf.)

Danthonia breviseta Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 192. Brasil.

D. macrophylla Hack. l. c. 198. Brasil.

Deschampsia arctica (Spr. sub Agrost.) Merrill, Rhodora IV. 145. (D. brevifolia Br.)

Digitized by Google

Deyeuxia Ameghinoi Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 190. Patagon.
D. patagonica Speg. l. c. 191.
Diplachne barbata Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 240. Brasil.
D. guatemalensis Hack. l. c. 275. Guatemala.
Donax donax Aschers. et Gr. (1900) Syn. II. 884. (Arundo donax L.)
Eatonia glabra Nash (1901), Manuel Fl. N. Stat. and Canad.
Elymus sabulosus M. Bieb. = Hordeum arenarium var. Aschs. u. Gr. Syn. II. 747.
E. aristatus Merrill, Rhodora IV. 147. Oregon.
E. velutinus Lams. Scribn. et Merrill, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 466. Calif.
E. cinereus L. Scr. et Merr. l. c. 467. Nevada.
E. Parishii Davy et Merrill in Univ. Calif. public. bot. I. 58. Calif.
Elythrophorus globularis Hack. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 935. D. S.-W.-Afr.
Eragrostis Boehmii Hack. Östr. bot. Zschr. LII, 303. Centr. afr. Seengeb.
E. densissima Hack. l. c. 304. Ecuador.
E. brachyphylla Hack. l. c. 305. Angola.
E. Warmingii Hack. l. c. 305. Venezuela.
E. harpachnoides Hack. l. c. 306. China.
Festuca Rottboellia (Lam. et DC. sub Triticum) (1900) Aschs. et Graebn. (Poa-loliacea Huth.) II. 544.
F. Danthonii Aschs. et Graebn. (1901), Syn. II. 551. (F. ciliata Danthoine, non Gouan, nec Lk.)
F. dertonensis (All. sub Bromus) Aschs. et Graebn. l. c. 558.
F. Ehrenbergii (Hausskn. sub Sphenopus) Aschs. et Graebn. l. c. 584. (Unterart.)
F. exigua Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
F. Elmeri Lams. Scribn. et Merr. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 468. Calif.
Garnotia japonica Hack. Östr. bot. Zeitsch. LII. 55. Japan.
Glyceria latifolia Cotton, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 578. Washingt.
Hordeum Bobartii Aschs. u. Gr. Syn. II. 748. Mittelmeerl. (Elymus caput Medusae L. p. p.)
Koeleria vallesiana (All. sub Avena) (1900), Aschs. et Gr. Syn. II. 855.
Lolium cylindricum (Willd. sub Rottboellia) Aschs. u. Gr. Syn. II. 762.
Luziola contracta Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 8. Brasil.
Melica pirifera Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII, 307. Peru.
Melinis monachne (Trin. sub Panicum) Pilger, Engl. J. XXXIII. 51.
Monanthochloe australis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 194. Patag.
Muehlenbergia Duthieana Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 11. Himal.
M. polypogonoides Hack. Ann. Wien. Hofmus. XVII. 255. Mexico.
M. Schmitzii Hack. l. c. 255.
M. polystachya Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis. XII. 80. t. 12. Missouri.
Oryzopsis fasciculata Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 10. Kaschmir.
Panicularia Davyi Merrill, Rhodora IV. 145. Calif.
P. Torreyana (Spr. sub Poa) Merr. l. c. 146.
P. Holmii Beal (1901), Torreya I. 48. Colorado.
Panicum Rautanenii Hack. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 935. D. S.-W.-Afr.
P. bongaense Pilg. Engl. Jahrb. XXXIII. 44. Kamerun.
P. longipetiolatum Pilg. l. c. 45. C.-Afrika.
P. callosum Pilg. l. c. 46. C.-Afr.
P. rovumense Pilg. l. c. 47. D. O.-Afr.

Digitized by Google

Panicum chromatostigma Pilg. l. c. 48. Damaral.
P. ciliocinctum Pilg. l. c. 48. C.-Afrika.
P. haplocaulos Pilg. l. c. 49. C.-Afrika.
P. mitophyllum Pilg. l. c. 50. Gabun.
P. oligobrachiatum Pilg. l. c. 50. W.-Afr.
P. Schmitzii Hack. Ann. Wien. Hofmus. XVII. 254. Mexico.
Paspalum australe Nash (1901), Manuel Fl. N. Stat. and Canad.
P. kentuckiense Nash l. c.
Periballia minuta (L. sub Aira) Aschs. et Graebn. II. (1899), 298.
Pharus cornutus Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 9. Costarica.
Phleum subulatum (Savi sub Phalaris) (1899). Aschs. et Graebn. Syn. II. 154. (Phleum Bellardii W.)
Phyllostachys marmorea (Mitford sub Bamb.) Aschs. u. Graebn. Syn. II. 778.
Poa Rehmannii Aschs. et Graebn. (1900) Syn. II. 418. Bukowina.
P. masenderana Freyn et Sint. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 915. Masenderân.
P. ampla Merrill, Rhodora IV. 145. Washingt.
P. eligulata Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 375. Chile.
P. monandra Hack. l. c. 376. Peru.
P. cucullata Hack. l. c. 377. Ecuador.
P. plicata Hack. l. c. 378. Argent.
P. trachyphylla Hack. l. c. 379. Ecuador.
P. Hieronymi Hack. l. c. 380. Argent.
P. aequatoriensis Hack. l. c. 450. Ecuador.
P. tuberifera Faurie ms. in Hack. l. c. 451. Japan.
P. leioclada Hack. l. c. 452. Ecuador.
P. nudiflora Hack. l. c. 458. Turkest.
P. Jelskii Hack. l. c. 454. Peru.
P. chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 196. Patag.
P. erinacea Speg. l. c. 198.
P. pugionifolia Speg. l. c. 199.
Secale montanum Guss. = Triticum secale Salisb. var. Aschs. u. Gr. Syn. II. 716.
S. silvestre Kit. = Tr. silvestre Aschs. et Gr. l. c.
Sitanion marginatum Lams. Scribn. et Merr. Bull. Torr. bol. cl. XXIX, 469. Wyoming.
Spartina Bakeri Merrill, Bull. U. S. dep. agric. (plant industry) IX, 10. V. S. A.
S. Pittieri Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 287. Costarica.
Sporobolus Richardsonii (Trinius sub Vilfa) Merrill, Rhodora IV. 46.
S. depauperatus (?) Scribn. = Muehlenbergia dumosa Scribn. var. Merrill l. c. 46.
S. cuspidatus Scribn. = S. brevifolius (Nutt. sub Agrost.) Merrill, l. c. 47.
S. gracillimus Vasey = S. filiformis (Thurb.) Rydb. nach Merr. l. c. 47.
S. gracilis (Trin. sub Vilfa) Merr. l. c. 48.
S. bahamensis Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 56. Bahama-Ins.
S. ligularis Hack. l. c. 57. Ecuador.
S. patulus Hack. l. c. 58. Madagascar.
Stiburus Conrathii Hack. Öst. bot. Zeitschr. LII. 374. Transv.
Stipa Hassei Vas. = S. eminens var. Andersonii Vas. abnorm. nach Wilcox, Bot. Gaz. XXXIV. 66.
S. californica Davy et Merrill in Univ. Calif. publ. bot. I. 61. Calif.
S. Sodiroana Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 10. Ecuador.

Digitized by Google

Trichopteryx reflexa Pilger, Engl. J. XXXIII. 52. Kamerun.
T. brevifolia Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 190. Madagascar.
Triodia congesta (Dewey sub Sieglingia) Bush, Trans. acad. St. Louis, XII, 67. V. S. Am., wie die folg.
T. pilosa (Buckley sub Uralepis) Bush l. c. 67.
T. Langloisii (Nash sub Tricuspis) Bush l. c. 72.
T. Drummondii (S. et K. sub Tricuspis) Bush l. c. 72.
T. Elliottii Bush l. c. 78. (Poa ambigua Ell. non Triodia ambigua RBr.)
T. Chapmanii (Small sub Sieglingia) Bush l. c. 74.
T. elongata (Buckley sub Uralepis) Bush l. c. 77.
Trisetum pubiflorum Hack. Östr. bot. Zeitsch. LII. 187. Kaschmir.
T. Congdonii Lams. Scribn. et Merr. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 470. Calif.
Tristachya parviflora Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 191. Congo.*)
Triticum Goiranicum (Kr. sub Agropyrum) Aschs. et Graebn. (1901) Syn. II. 660. Ligurien. (Unterart.)
T. tenax Aschs. et Gr. l. c. 682. (Unterart.)
Uniola Pittieri Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 809. Costarica.
Weingaertneria articulata (Desf. sub Aira) (1899) Aschs. et Graebn. Syn. II. 30.
Zeugites Pittieri Hack. Östr. bot. Zeitschr. LII. 873. Costarica.

Hydrocharitaceae.

Halophila Aschersonii Ostenf. Bot. Tidsskr. XXIV. 289. W.-Indien.
H. decipiens Ostf. l. c. 260. Siam.
Vallisneria gracilis Bail. Queensl. Fl. 1509.
V. caulescens Bail. et F. v. Müll. l. c. 1509.

Iridaceae.

Antholyza Descampsii Wild. Fl. Katang. 18. Congo.
A. Gilletii Wild. l. c. 19.
Gladiolus vexillaris Martelli, Monocot. Sardoae Fasc. II.
G. Mackinderi Hook. fil. Bot Mag. t. 7860. Br. O.-Afr.
Iris Urumovii Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 155. Bulgaria.
I. Tauri Sieche (1901), Bot. Mag. t. 7798.
I. bocharica Foster, Gard. Chr. III. ser. XXXI. 385. Turkest.
I. warleyensis Fost. l. c. 386.
I. arctica Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 182. Alaska.
I. pelogonus Goodding, l. c. 68. Wyoming.
I. foliosa Mackenzie et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 80. Missouri.
Moraea Arnoldiana Wild. Fl. Katang. 17. Congo.
M. Verdickii Wild. l. c. 17.

Juncaceae.

Juncoides (Luzula) echinatum Small (1901), Torreya l. 74. Alab., N.-Car.
J. bulbosum (Wood sub Luzula) Sm. l. c. 74.
Juncus macrophyllus Cov. in Univ. Calif. publ. bot. I. 65 Calif. (J. canaliculatus Eng. non Liebm.).
J. saximontanus Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 401. Wyom. (J. xiphioides montanus Eng.)
Luzula Novae Cambriae Gandog. = L. campestris L. f. alpina nach Maiden, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 72.

*) Ist T. ambiens K. Sch. K. Schumann.

Digitized by Google

Liliaceae.

Agapanthus caulescens Sprenger, Gartenfl. 1901. p. 21. 201. t. 1487. S.-Afr.
Albuca Erlangeriana Engl. in Jahrb. XXXVI. 92. O.-Afr.
A. Zenkeri Engl. l. c. 93. Kamerun.
A. katangensis Wild. Fl. Katang. 17. Congo.
Aloe somaliensis hort. Cambridg. Gard. Chron. III. ser. XXXI. 266. Somalil.
A. oligospila Bak. Bot. mag. t. 7834. Abyssin. (A. Bakeri Hook. f.)
A. Schoenlandii Bak. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 480. Capl.
Allium decipiens Marc. Jones, Mammoth record print. Robinson, Utah 1902. 1 June. W. Ver. Stat. N.-A.
A. ambiguum M. J. l. c.
A. minimum M. J. l. c.
A. fibrillum M. J. l. c.
A. Breweri Wats. = A. falcifolium var. Marc. Jones, Contrib. W. Bot. X.
A. dichlamydeum Greene = A. serratum var. M. Jon. l. c.
A. Austinae M. Jon. l. c.
A. Inyonis M. Jon. l. c. (A. decipiens Jones).
A. Diehlii M. Jon. l. c. (A. tribracteatum var. Jon.).
A. pasqualensis M. Jon. l. c.
A. hypoglottis var. bracteatus Osterhout = A. agrostis var. M. Jon. l. c.
A. Traskae Eastw. = A. Nevinii var. M. Jones l. c.
A. cibarium Sheldon = A. Webberi var. M. Jones l. c.
Androcymbium hantamense Engl. in Jahrb. XXXII. 19. Capl.
Anthericum Warneckei Engl. in Jahrb. XXXII. 91. Togo.
A. Zenkeri Engl. l. c. 91. Kamerun.
A. cirrhifolium Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 987. D. S.-W.-Afr.
Asparagus Schröderi Engl. in Jahrb. XXXI. 97. Togo.
Asparagus Duchesnei Rev. hort. belg. 1902.
Bulbine Bachmanniana Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 988. Capl.
B. longifolia Schz. l. c. 939. Capl.
B. namaensis Schz. l. c. 939. D. S.-W.-Afr.
B. nigra Schz. l. c. 940. Natal.
Calochortus striatus Parish, Bull. South. Calif. acad. I. 121. Calif.
Camassia Suksdorfii Greenm. Bot. Gaz. XXXIV. 307. Washingt.
Chlorophytum Rivae Engl. Ann. 1902. ist. bot. Roma IX. 244. Gallaland.
C. togoense Engl. in Jahrb. XXXVI. 92. Togo.
C. Zenkeri Engl. l. c. Kamerun.
Chamaelirium obovale Small (1901), Torreya I. 108. Östl. V. Stat. A.
Clistoyucca arborescens (Torr. sub Yucca) Trel. Rep. Miss. Bot. Gard. XIII. 41. Utah, Calif.
Colchicum timidum Heldr. Symb. Kyklad. Griechenl.
C. rhenium Heldr. l. c.
Dipcadi Mechowiana Engl. in Jahrb. XXXV. 94. Angola.
D. Dekindtiana Engl. l. c. 94. Angola.
Diuranthera major Hemsl. Icon. pl. t. 2734. China.
Von den Verwandten verschieden durch weitspreizende am Grunde zweischnäuzige Staubbeutel.
Dracaena Ellenbeckiana Engl. in Jahrb. XXXV. 95. Somali.
D. deremensis Engl. l. c. 950. Afr.
D. cuspidibracteata Engl. l. c. 96. Kamerun.

Digitized by Google

D. Deisteliana Engl. l. c. 96. Kamerun.
Erythronium obtusatum Goodding, Bot. Gaz. XXXIII. 67. Wyom., Idaho.
E. parviflorum Goodd. l. c. 67. Wyoming. (E. grandifl. var. Watson.)
Fritillaria askabendensis M. Mich. Journ. soc. bot. France l. c. III. 145. Turkestan. Bot. Mag. t. 7850.
F. Purdyi Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 75. t. 6. Calif.
Hesperaloe funifera (Koch sub Yucca) Trelease, Rep. Miss. Bot. Gard. XIII. 36. Mex.
Iphigenia Schlechteri Engl. in Jahrb. XXXII. 89. Capl.
Kniphofia dubia Wild. Ann. mus. Congo Bot. IV. sér. 10. Congo.
K. Ellenbeckiana Engl. in Jahrb. XXXII. 90. Ost-Afr.
K. Neumannii Engl. l. c. 90. O.-Afr.
K. mpalensis Engl. l. c. 91. Seengeb.
Miersia Rusbyi Bak. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 702. Boliv.
Ornithogalum Sintenisii Freyn, Bull. hb. Boiss. II. sér. II, 911. Masenderân.
O. Rautanenii Schz. l. c. II. sér. II. 937. D. S.-W.-Afr.
Samuela Faxoniana Trel. Rep. Miss. Bot. Gard. XIII. 117. Tex.
S. Carnerosana Trel. l. c. 118. Mex.
Scilla Antunesii Engl. in Jahrb. XXXII, 94. Angol.
S. Neumannii Engl. l. c. 95. O.-Afrika.
Trillium decumbens Harlison, Biltm. bot. Stud. I. 168.
Tristagma eremophila Spegazz. Anal. mus. nac. VII. 171. Patagon.
T. Ameghinoi (Speg.) Speg. l. c. 172.
T. pulchella Speg. l. c. 172.
Tulipa ingens Hoog, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 15. Turkestan.
T. Wilsoniana Hoog, l. c. 50. Transkaspien.
T. nitida Hoog, l. c. 350. Turkestan.
T. Micheliana Hoog, l. c. 350. Transkaspien.
Urginea pilosula Engl. in Jahrb. XXXII. 93. O.-Afr.
Verdickia Katangensis Wild. Fl. Katang. 7. Congo.
Verwandt Dasystachys, aber verschieden durch basifine Antheren. Nat. Pflzf. II (5) 84. n. 47a.
Yucca tenuistyla Trel. Rep. Miss. Bot. Gard. XIII. 53. Tex.
Y. Harrimaniae Trel. l. c. 59. Utah.
Y. arkansana Trel. l. c. 63. Arkans., Tex.
Y. Louisiana Trel. l. c. 64. Louisiana.
Y. rigida Trel. l. c. 65. Mex. (Y. rupicola var. Eng.)
Y. rostrata Eng. in Tr. l. c. 68. Mex.

Marantaceae.

Actoplanes canniformis (Forst. sub Thalia) K. Sch. (Clinogyne grandis [Miq.]) Benth. Pflzr. Marant. 84. Java bis Polynesien.
Verwandt Clinogyne im früheren Sinne, aber Frucht geschlossen.
A. Ridleyi K. Sch. l. c. 35. Tenasserim bis Borneo. (A. grandis Bak. ex p. non Benth.)
Afrocalathea rhizantha (K. Sch. sub Calathea) K. Sch. Pflzr. Marant. 51. Trop. W.-Afr.
Ausgezeichnet durch sehr grosses Schwielenblatt und einzelne Blütenpärchen.
Calathea sclerobractea K. Sch. Pflzr. Marant. 73. Guatem.
C. Donnell-Smithii K. Sch. l. c. 75. Costarica.

Digitized by Google

Calathea elliptica (Rosc. sub Phrynium) K. Sch. l. c. 75. Holl. Guiana.
C. Lehmannii K. Sch. l. c. 78. Ecuador.
C. Petersenii Eggers = C. Legrelleana Reg. nach K. Sch. l. c. 78.
C. macrosepala K. Sch. l. c. 84. Costarica, Guatem.
C. comosa (Linn. f.) K. Sch. l. c. 89. Peru, Guiana. (C. capitata [Ruiz et Pav.] Lindl., C. achira [Poepp. et Endl.] Peters.)
C. trinitatis K. Sch. l. c. 95. Trinidad.
C. cataractarum K. Sch. l. c. 95. Venez.
C. grandiflora (Rosc.) K. Sch. l. c. 99. Brasil. (C. flavescens [Lindl.] Sweet.)
C. albo-vaginata (K. Koch sub Phryn.) K. Sch. l. c. 99.
C. brunnescens (K. Koch sub Phryn.) K. Sch. l. c. 99.
C. sphaerocephala K. Sch. l. c. 101.
C. truncata (Lk. sub Maranta), 1902. K. Sch. l. c. 104. Brasil. (C. orbiculata Lodd.)
C. Riedeliana (F. Didr. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 105.
C. cardiophylla K. Sch. l. c. 108. Brasil.
C. Pittieri K. Sch. l. c. 108. Costarica.
C. Bullii K. Sch. l. c. 114 (Maranta picta Bull).
C. Lindmanii K. Sch. l. c. 175. Brasil.
C. polystachya K. Sch. l. c. 176. Brasil.
C. divaricata Rusby, Bull. Torr. bot. cl. XXIX, 695. Boliv.
Clinogyne arillata (K. Sch. sub Donax) K. Sch. Pflzr. Marant. 62. Trop. Afr. wie die folg.
C. cordifolia K. Sch. l. c. 62.
C. Hensii (Bak. sub Donax) K. Sch. l. c. 62.
C. Schweinfurthiana (O. Ktze. sub Arundastrum) K. Sch. l. c. 62.
C. Baumannii K. Sch. l. c. 68.
C. flexuosa (Bth. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 63.
C. ramosissima (Bth. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 64.
C. monophylla (K. Sch. sub Phyllodes) K. Sch. l. c. 64.
C. holostachya (Bak. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 65.
C. trichomyle K. Sch. l. c. 65.
C. sulphurea (Bak. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 65.
C. inaequilatera (Bak. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 65.
C. leucantha (K. Sch. sub Donax) K. Sch. l. c. 66.
C. lasiocolea K. Sch.l. c. 66.
C. oligantha (K. Sch. sub Donax) K. Sch. l. c. 66.
C. congensis (K. Sch. sub Donax) K. Sch. l. c. 67.
Cominsia gigantea (Scheff. sub Phryn.) K. Sch. Pflzr. Marant. 58. Molukk N.-Guinea. (Phryn. heliconioides K. Sch. et Laut., C. Guppyi Hemsl.)
Ctenanthe dasycarpa (Donn.-Sm. sub Calathea) K. Sch. Pflzr. Marant. 15 Costarica.
C. Oppenheimiana (Morren sub Calathea) K. Sch. l. c. 155. Brasil.
Ctenophrynium unilaterale (Bak. sub Phrynium) K. Sch. Pflzr. Marant. 69. Madagaskar.

Die einzige Gattung der Phrynioideen mit dorsiventralen Inflorescenzen.

Donax virgata (Roxb. sub Phrynium) K. Sch. Pflzr. Marant. 88. Vorder-Ind Ceyl.

Digitized by Google

Halopegia macrostachya (Wall. sub Phryn.) K. Sch. Pflzr. Marant. 50. Hinter-Indien.

Verschieden von allen verwandten Gattungen durch die einsamigen Schliessfrüchte.

H. azurea (K. Sch. sub Donax) K. Sch. l. c. 50. Trop. Afrika.

H. Blumei (Kcke. sub Maranta) K. Sch. l. c. 51. Java.

H. Cadelliana (King sub Phryn.) K. Sch. l. c. 51. Hinter-Ind.

Ischnosiphon longiflorus K. Sch. Pflzr. Marant. 160. Brasil.

I. leucophaeus var. Riedelianus Kcke. = I. ovatus Kcke. nach K. Sch. l. c. 161.

I. sphenophyllus K. Sch. l. c. 161. Brasil.

I. simplex Hub. Bot. mus. Para, III. 411. Brasil.

Maranta amplifolia K. Sch. Pflzr. Marant. 128. Boliv.

M. Burchellii K. Sch. l. c. 180. Brasil.

M. orbiculata (Kcke. sub Ischnosiphon) K. Sch. l. c. 183. Brasil.

M. cyclophylla (Ischnos. orbiculat. Kcke. ex. p.) K. Sch. l. c. 188. Brasil.

M. longipes K. Sch. l. c. 184.

M. pleiostachys K. Sch. l. c. 184.

M. pycnostachys K. Sch. l. c. 184.

M. pluriflora (Peters. sub Saranthe) K. Sch. l. c. 185.

Monophyllanthe oligophylla K. Sch. Pflzr. Marant. 166. Guiana.

Verwandt Ischnosiphon, aber durch die wenig ährige Inflorescenz und die Tracht verschieden.

Monophrynium fasciculatum (Prsl. sub Calathea) K. Sch. Pflzr. Marant. 68. Philipp., Molukk.

Von allen Phrynioideae verschieden durch einzelne nicht gepaarte Blüten.

Monotagma densiflorum (Kcke. sub Ischnosiphon, wie die folg.) K. Sch. Pflzr. Marant. 167. Brasil.

Blüten nicht in Pärchen, sondern einzeln zu reichblütigen Rispen verbunden.

M. secundum (Peters.) K. Sch. l. c. 167. Brasil.

M. laxum (Poepp. et Endl. sub Calathea) K. Sch. l. c. 168. Peru.

M. exannulatum K. Sch. l. c. 168. Brasil.

M. Parkeri (Rosc. sub Phrynium) K. Sch. l. c. 168. Guiana.

M. plurispicatum (Kcke.) K. Sch. l. c. 169. Brasil.

M. guianense (Kcke.) l. c. 169. Guiana.

M. smaragdinum (Linden. sub Maranta) K. Sch. l. c. 169. Ecuador.

M. contractum Hub. Bot. mus. Para, III, 418. Brasil.

Myrosma cuyabensis (Kcke. sub. Maranta) K. Sch. Pflzr. Marant. 142. fig. 17. G.-I. Brasil., wie die folg.

M. australis K. Sch. l. c. 142.

M. membranacea (Peters. sub Saranthe) K. Sch. l. c. 144.

M. tenuifolia (Peters. sub. Sar.) K. Sch. l. c. 144.

M. hexantha (Poepp. et Endl. sub Thalia) K. Sch. l. c 144. Peru.

M. unilateralis (Poepp. et Endl. sub Thalia) K. Sch. l. c. 144. Peru.

M. Hoffmannii K. Sch. l. c. 145. Costarica.

Phacelophrynium interruptum (Warb. sub Phryn.) K. Sch. Pflzr. Marant. 121. Malesien.

Von Calathea durch den Blütenstand verschieden und dadurch, dass die Gattung alt-, nicht neuweltlich ist.

Digitized by Google

Phacelophrynium nicobaricum (F. Didr. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 121. Nikob.
P. maximum (Bl. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 122. Java.
P. tapirorum (Ridl. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 122.
P. longispica (Warb. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 122.
P. bracteosum (Warb. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 128.

Pleiostachya pruinosa (Regel sub Maranta) K. Sch. Pflzr. Marant. 165. Costarica. Verwandt Ischnosiphon, aber durch den Blütenstand ganz verschieden.

P. Morlaei (Egg. sub Ischnos.) K. Sch. Pflzr. Marant. 165. Ecuador, Costarica.
Phrynium tetranthum K. Sch. Pflzr. Marant. 55. Himal.
P. pedunculatum Warb. bei K. Sch. l. c. 55. N.-Guinea.
P. Mannii (Bth. sub Calath.) K. Sch. l. c. 56. Kamerun.
P. confertum (Bth. sub Calath.) K. Sch. l. c. 56. Kamerun.
P. minus K. Sch. Bot. Tidschr. XXIV. 270. Siam.
P. zebrinum Becc. Borneo, 517 (nom. nud.) Pi. Bo. n. 3785.
Saranthe gladioli (Makoy sub Maranta) K. Sch. Pflzr. Marant. 188. Brasil.?
S. glumacea (v. Houtte sub Maranta) K. Sch. l. c. 189. Brasil. (Mar. pygmaea Kcke. Myrosma nana Bak.)
S. composita (Lk. sub Phryn.) K. Sch. l. c. (St. Riedeliana Kcke.).
S. Moritziana Eichl. Thalianthus macropus Kl. = Myrosma cannifolia L. fil. nach K. Sch. Pflz. Marant. 141.

Sarcophrynium brachystachyum (Bth. sub Maranta) K. Sch. Trop. W.-Afr., wie die folg.

Ausgezeichnet durch fleischige nicht od. kaum aufspringende Früchte und durch einzelne oder gepaarte Drüsen unter den Blüten.

S. adenocarpum (K. Sch. sub Phyllodes) K. Sch. l. c. 87.
S. bisubulatum (K. Sch. sub Phyll.) K. Sch. l. c. 87.
S. macrostachyum (Benth. sub Phrynium) K. Sch. l. c. 87.
S. oxycarpum (K. Sch. sub Phyll.) K. Sch. l. c. 88.
S. velutinum (Bak. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 88.
S. villosum (Bth. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 88.
S. prionogonium (K. Sch. sub Phyll.) K. Sch. l. c. 89.
S. leionogonium K. Sch. sub Phyll.) K. Sch. l. c. 89.
S. saccatum (K. Sch. sub Phyll.) K. Sch. l. c. 89.
S. spicatum K. Sch. l. c. 40.

Stachyphrynium zeylanicum (Benth. sub Phryn.) K. Sch. Pflzr. Marant. 46. fig. 10 N. Ausgezeichnet durch einfache ährige Blütenstände.

S. spicatum (Roxb. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 46. Vorder- und Hinter-Ind.
S. sumatranum (Miq. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 48. Sumatra.
S. minus (K. Sch. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 48. Sumatra.
S. Jagorianum (K. Koch sub Phryn.) K. Sch. l. c. 48. Malakka.
S. latifolium (Bl. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 49. Java.
S. Griffithii (Bak. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 49. Malakka. (Hitchenia musacea Bak.)
S. cylindricum (Ridl. sub Phryn.) K. Sch. l. c. 49. Malakka.
Stromanthe Sellowiana K. Sch. Pflzr. Marant. 147. Brasil. (S. Schottiana Petersen ex p.)
S. Rothschuhii K. Sch. l. c. 150. Nicaragua.
S. confusa K. Sch. l. c. 150. Bolivia. (S. Porteana O. Ktze. non al.)
S. boliviana K. Sch. l. c. 151. Bolivien.

Digitized by Google

Thalia Peterseniana K. Sch. Pflzr. Marant. 178. Brasil. (Th. angustifolia Peters. non Wright.
T. Andersonii K. Sch. l. c. 174. Peru.
Trachyphrynium Zenkerianum K. Sch. Pflzr. Marant. 45. Trop. West-Afr.

Musaceae.

Musa Wilsonii Thatcher, Gard. Chron. III. ser. XXXII. 450. fig. 151. China.
M. borneensis Becc. Borneo 612. C. 22. fig. 76 et 80. Borneo, wie die folg.
M. microcarpa Becc. l. c. 612. 628. fig. 77 et 81.
M. hirta Becc. l. c. 612 et 624. fig. 78.
M. campestris Becc. l. c. 618, 614. fig. 79.

Orchidaceae.

Aeranthus Deistelianus Krzl. Engl. J. XXXIII. 75. Kamerun.
Angraecum scabripes Krzl. Engl. J. XXXIII, 78. Kamerun.
A. Verdickii Fl. Katang. 21. Congogeb.
Bifrenaria Wendlandiana (Krzl. sub Stenocoryne) Cogn. Fl. brasil. III. (5). 489. Brasil.
Bonatea Verdickii Fl. Katang. 24. Congo.
Bulbophyllum Schimperianum Krzl. Engl. J. XXXIII. 71. Kamerun.
B. Humblotianum Krzl. l. c. 71. Comor.
Bulbophyllum cantagallense (Barb. Rodr. sub. Didactyle) Cogn. Fl. brasil. III (5). 595. Brasil., wie die folg.
B. malachadenia Cogn. l. c. 596 (Malachadenia clavata Lindl.).
B. glutinosum (Barb. Rodr. sub Didactyle) Cogn. l. c. 598.
B. Warmingianum Cogn. l. c. 605 (Bulb. vittatum Rchb. f. non Teysm. et Binn.).
B. nemorosum (B. Rodr. sub Didactyle) Cogn. l. c. 608.
B. laciniatum (B. Rodr. sub Did.) Cogn. l. c. 609.
B. ochraceum (B. Rodr. sub Did.) Cogn. l. c. 610.
B. quadricolor (B. Rodr. sub Did.) Cogn. l. c. 611.
B. bidentatum (B. Rodr. sub Did.) Cogn. l. c. 612.
B. plumosum (B. Rodr. sub Did.) Cogn. l. c. 614.
B. radicans Bail. Queensl. Fl. 1586.
B. intermedium Bail. l. c. 1587.
B. Bowkettae Bail. l. c. 1588.
B. Toressae Bail. l. c. 1588.
B. bracteatum Bail. l. c. 1589.
Calanthe Volkensii Rolfe = C. silvatica Lindl. nach Krzl. Engl. J. XXXIII. 64.
Catasetum albo-purpureum L. Lind. = C. splendens Cogn. var. Flor. brasil. III (5). 414. Brasil., wie die folg.
C. revolutum Cogn. = C. splendens Cogn. var. l. c. 415.
C. semiroseum Beck = C. splendens Cogn. var. l. c. 415.
C. bicallosum Cogn. l. c. 428.
Chloraea albo-rosea Krzl. et Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 166. Patag. wie die folg.
C. leontoglossa Krzl. et Sp. l. c. 166.
C. histrix Krzl. et Sp. l. c. 166.
C. Spegazziniana Krzl. l. c. 167.
C. pleistodactyla Krzl. et Speg. l. c. 167.
C. ferruginea Krzl. et Speg. l. c. 167.
C. chica Krzl. et Speg. l. c. 167.

Digitized by Google

Cleisostoma Nugentii Bail. Queensl. Fl. 1555.
C. congestum Bail. l. c. 1555.
C. Keffordii Bail. l. c. 1556.
Colax Pudtii Lind. et André = C, viridis Lindl. var. Cogn. Fl. brasil. III (5). 562. Brasil.
Coryanthes eximia Fr. Gérard = C. speciosa Hook. var. nach Cogn. Fl. brasil. III (5). 510. Brasil.
C. splendens Barb. Rodr. = C. maculata Cogn. l. c. 518.
Cymbidium kauran Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 10. Japan.
C. albo-rubens Makino l. c. 11. Japan.
C. Hoosaei Makino l. c. 27. Japan.
C. scabroserrulatum Mak. l. c. 154. Japan.
Cynorchis villosa Rolfe. Bot. mag. t. 7845. Madag.
Cynosorchis uncata (Rolfe sub Platanth.) Krzl. Engl. J. XXXIII. 58.
Cyrtopera Stolziana Krzl. Engl. J. XXXIII. 69. Nyassal.
Cyrtopodium lineatum Barb. Rodr. (1900), Contrib. jard. bot. Rio de Janeiro I. n. 2. t. 6. fig. B. Matto Grosso.
C. lineatum Barb. Rodr. (1900) Contr. jard. Rio I. 52. t. 6. fig. B. 1—8. Brasil.
Dendrobium Andersonianum Mans. Bail. Queensl. agric. Journ. 1901. p. 412. N.-Guin.
D. Tofftii Bail. Queensl. Fl. 1524.
D. fusiforme Bail. l. c. 1527.
D. delicatum Bail. l. c. 1527.
D. Bairdianum Bail. l. c. 1528
D. Adae Bail. l. c. 1529.
D. Stuartii Bail. l. c. 1529.
D. Keffordii Bail. l. c. 1580.
D. Schneiderae Bail. l. c. 1581.
D. eriaeoides Bail. l. c. 1585.
Disa katangensis Wildem. Fl. Katang. 25. Congogeb.
D. Verdickii Wildem. l. c. 26.
D. ignea Krzl. Engl. J. XXXIII. 57. Nyassa, wie die folg.
D. calophylla Krzl. l. c. 58.
D. Engleriana Krzl. l. c. 58.
D. praestans Krzl. l. c. 59.
D. coccinea Krzl. l. c. 59.
Epidendrum biflorum Cogn. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 887. Abb. Costarica.
Eria australiensis Bail. Queensl. Fl. 1541.
Eulophia florulenta Krzl. Engl. J. XXXIII. 66. Nyassal.
E. sordida Krzl. l. c. 67. Togol.
E. Warneckeana Krzl. l. c. 67. Togol.
E. paradoxa Krzl. l. c. 68. Nyassal.
E. bisaccata Krzl. l. c. 68. Mosamb.
E. albo-brunnea Krzl. l. c. 69. Gallal.
E. agrostophylla Bail. Queensl. Fl. 1545.
Eulophidium Warneckeanum Krzl. Engl. J. XXXIII. 70. Togol.
Gastrodia ovata Bail. Queensl. Fl. 1589.
Gymnadenia secundiflora (Krzl. sub Haben.) Krzl. Orch. gen. et spec. I. 987. N.-Indien.

Digitized by Google

Habenaria Kitondo Wild. Fl. Katang. 28. Congo.
H. Rautaneniana Krzl. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 941. D. S.-W.-Afrika.
H. perfoliata Krzl. l. c. 942. D. S.-W.-Afrika.
H. Busseana Krzl. Engl. J. XXXIII. 54. D. O.-Afr.
H. pentaglossa Krzl. l. c. 55. D. O.-Afr.
H. stenorrhynchus Krzl. l. c. 55. D. O.-Afr.
H. Millari Bail. Queensl. Fl. 1591.
Limodorum turkestanicum Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
Liparis Seychellarum Krzl. Engl. J. XXXIII. 60. Seych.
L. Nugentae Bail. Queensl. Fl. 1519.
L. morobulana Bail. l. c. 1520.
L. Simmondsii Bail. l. c. 1521.
Lissochilus Busseanum Krzl. Engl. J. XXXIII. 65. D. O.-Afr.
L. multicolor Krzl. l. c. 65. Nyassal.
L. katangensis Wild. Fr. Katang. 22. Congo.
Listrostachys cirrhosa Krzl. Engl. J. XXXIII. 78. D. O.-Afrika, wie die folg.
L. refracta Krzl. l. c. 74.
L. Scheffleriana Krzl. l. c. 75.
Lycaste fimbriata (Poepp. et Endl. sub Maxillaria) Cogn. Fl. bras. III (5). 456. Brasil.
Menadenium labiosum (L. C. Rich. sub Epidendrum) Cogn. Fl. brasil. III (5.) 582. Brasil.
M. Kegelii (Rchb. f. sub Zygopetalum) Cogn. l. c. 584.
M. Lindenii (Rolfe sub Zygopet.) Cogn. l. c. 585.
M. Deistelianum Krzl. Engl. J. XXXIII. 72. Kamerun.
Masdevallia paulensis Barb. Rodr. (1900), Contr. jard. Rio I. 51. t. 6. fig. A. 1—6. Brasil.
Microstylis amplexicaulis Bail. = Listera amplex. Bail. Queensl. Fl. 1560.
M. Bernaysii F. v. M. = M. congesta Rchb. nach Bail. Qu. Fl. 1519.
Orchis jo-jokiana Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 57. Japan.
O. chondradenia Makino, l. c. 89. Japan. (Chondrad. Yatabei Mak., O. Fauriei Finet.)
Oberonia pusilla Bail. Queensl. Fl. 1518.
Paradisanthus paulensis Barb. Rodr. = P. Mosenii Rchb. f. nach Cogn. Fl. brasil. III (5). 518. Brasil.
Platanthera matsudai Makino, Bot. mag. Tokyo XVI. 89. Japan.
P. nipponica Mak. l. c. 152.
P. jinuma (Mak. sub Habenaria) Mak. Bot. mag. Tok. XVI. 89. Japan.
P. Buchananii Schlecht. = Brachycorythis pubescens Harv. nach Krzl. Orch. gen. et spec. I. 985.
Platyclinis barbifrons Krzl. Gard. Chr. III. ser. XXXI. 366. Sumatra.
Pogonia lenheirensis Barb. Rodr. (1901), Contr. jard. Rio I. 47. t. 27. fig. D. Brasil.
Polystachya Busseana Krzl. Engl. J. XXXIII. 60. D. O.-Afr.
P. Rolfeana Krzl. l. c. 61. Kamer.
P. Ellenbeckiana Krzl. l. c. 62. Gallal.
Pterostylis depauperata Bail. Queensl. Fl. 1577.
Sarcochilus platystachys Bail. Queensl. Fl. 1551.
Satyrium Proschii Briq. Ann. conserv. Genève VI. 2. Ober-Sambesi.
S. Usambarae Krzl. Engl. J. XXXIII. 56. D. O.-Afr., wie die folg.
S. Princeae Krzl. l. c. 56.
S. Stolzianum Krzl. l. c. 57.

Digitized by Google

Spathoglottis Soutteriana Bail. Queensl. Fl. 1542.
Stanhopea Langlasseana Cogn. Gard. Chron. III. ser. XXX. 426. Columb.
Stenorrhynchus venustus Barb. Rodr. (1900), Contrib. jard. bot. Rio de Janeiro I. n. 8. t. 10. Brasil., wie die folg.
S. taquaremboensis B. Rodr. l. c. t. 11.
S. Canteraei Barb. Rodr. (1901), Contr. jard. Rio I. 48. t. 6. fig. C. 1—7. Urug.
S. venustus B. Rodr. l. c. 49. t. 7. Brasil.
Zygopetalum micranthum Barb. Rodr. = Paradisanthus paranaensis Barb. Rodr. nach Cogn. Fl. brasil. III (5). 520.
Z. Sanderianum Reg. = Z. maxillare Cogn. l. c. 577.

Palmae.

Acrocomia eriacantha B. Rodr. Contr. jard. Rio I. 85. Brasil.
Amylocarpus simplicifrons (Mart. sub Bactris) Barb. Rodr. Contr. jard. Rio I. 71. Brasil.

Verwandt Bactris, aber mit mehligem Endokarp. Nat. Pflzf. II (3). 86 n. 125a. (Es gibt schon eine Pilzgattung Amylocarpus Curr. 1857).

A. xanthocarpus B. Rodr. l. c. 71.
A. ericetinus B. Rodr. l. c. 71.
A. acanthocnemis (Mart.) Rodr. l. c. 71.
A. arenarius B. Rodr. l. c. 72.
A. hirtus (Mart.) B. Rodr. l. c. 72.
A. pulcher (Trail) B. Rodr. l. c. 72.
A. mitis (Mart.) B. Rodr. l. c. 72.
A. tenuissimus B. Rodr. l. c. 72.
A. microspathus B. Rodr. l. c. 72.
A. formosus B. Rodr. l. c. 72.
A. pectinatus (Mart.) B. Rodr. l. c. 72.
A. linearifolius B. Rodr. l. c. 72.
A. hylophilus (Spruce) B. Rodr. l. c. 72.
A. settipinnatus B. Rodr. l. c. 72.
A. geonomoides (Drude) B. Rodr. l. c. 72.
A. cuspidatus B. Rodr. l. c. 72.
A. maraya-y B. Rodr. l. c. 72.
A. syagroides B. Rodr. l. c. 72.
A. platispinus B. Rodr. l. c. 72.
Archontophoenix Jardinei Bail. Queensl. Fl 1676.
Areca appendiculata Bail. Queensl. Fl. 1672.
Asterocaryum segregatum Drude = A. murumuru Mart. nach Barb. Rodr. Contr. jard. bot. Rio de Janeiro I. n. 8.
A. tucumoides Dr. = A. tucuma Mart. nach B. Rodr. l. c.
A. giganteum B. Rodr. l. c. Pará.
Astrocaryum giganteum B. Rodr. Contr. jard. Rio I. 82. Brasil.
Atitara*) macrocarpa B. Rodr. Contr. jard. Rio I. 75. Brasil.
A. prostrata (Lindm.) B. Rodr. l. c. 75.
A. cuyabensis B. Rodr. l. c. 75.
A. rudenta B. Rodr. l. c. 75.
A. aerea (Dr.) B. Rodr. l. c. 75.

*) Atitara Barrère eingeführt für Desmoncus aus Prioritäts-Rücksichten.
K. Schumann.

Digitized by Google

Atitara nemorosa B. Rodr. l. c. 75.
A. macrodon B. Rodr. l. c. 75.
A. leptoclona (Dr.) B. Rodr. l. c. 76.
A. Philippiana B. Rodr. l. c. 76.
A. paraensis B. Rodr. l. c. 76.
A. caespitosa B. Rodr. l. c. 76.
A. orthacantha (Mart.) B. Rodr. l. c. 76.
A. lophacantha (Mart.) B. Rodr. l. c. 76.
A. pycnacantha (Mart.) B. Rodr. l. c. 76.
A. polyacantha (Mart.) B. Rodr. l. c. 76.
A. inermis B. Rodr. l. c. 76.
Bacularia Palmeriana Bail. Queensl. Fl. 1680.
Calamus dongnaiensis Pierre ms. bei Becc. in Records bot. surv. India II. 198. Cochinch.
C. dilaceratus Becc. l. c. 198. Nicobaren.
C. Burckianus Becc. l. c. 198. Java.
C. Zollingeri Becc. l. c. 199 (nom. med.). Java.
C. Henryanus Becc. l. c. 199. Yunnan.
C. Barteri Becc. l. c. 199 (n. nud.). Tr. W.-Afr.
C. Heudelotii Becc. l. c. 199. Senegamb.
C. Leprieuri Becc. l. c. 200. Senegamb.
C. Perrottetii Becc. l. c. 200. Senegamb.
C. Schweinfurthii Becc. l. c. 200. C.-Afr. (C. secundiflorum Schweinf. non P. de Beauv.)
C. digitatus Becc. l. c. 201. Ceylon. (C. pachystemonus Thw. p. p.)
C. corrugatus Becc. l. c. 201. Borneo.
C. spiniflorus Becc. l. c. 202. Philipp.
C. gonospermus Becc. l. c. 202. Borneo.
C. rudis Becc. l. c. 202. Borneo.
C. scabridulus Becc. l. c. 208. Billiton, Borneo(?).
C. siamensis Becc. l. c. 208. Siam.
C. nematospadix Becc. l. c. 204. Borneo.
C. borneensis Becc. l. c. 205. Borneo.
C. Ridleyanus Becc. l. c. 205. Singap.
C. salicifolius Becc. l. c. 206. Cochinch.
C. pilosellus Becc. l. c. 208. Borneo.
C. sarawakensis Becc. l. c. 208. Borneo.
C. hispidulus Becc. l. c. 209. Borneo.
C. Bousigonii Pierre l. c. 209. Cochinch.
C. Cumingianus Becc. l. c. 210. Philipp.
C. kandariensis Becc. l. c. 210. Celebes.
C. formosanus Becc. l. c. 211. Formosa.
C. Moseleyanus Becc. l. c. 212. Philipp.
C. Vidalianus Becc. l. c. 212. Philipp.
C. subinermis Wendl. bei Becc. l. c. 212. Borneo.
C. mucronatus Becc. l. c. 213. Borneo.
C. microcarpus Becc. l. c. 213. Philipp.
C. dimorphacanthus Becc. l. c. 214. Philipp.
C. myriacanthus Becc. l. c. 214. Borneo.
C. brachystachys Becc. l. c. 215. Borneo.

Digitized by Google

Calamus Harmandii Becc. l. c. 216. Cochinch.
C. ferrugineus Becc. l. c. 216. Borneo.
C. mattanensis Becc. l. c. 216. Borneo.
C. cuspidatus Mann et Wendl. = Eremospatha nach Becc. l. c. 217.
C. dealbatus Hort. = Acanthophoenix rubra Wendl. nach Becc. l. c. wie die folg.
C. grandiflorus P. de Beauv. = Ancistrophyllum secundiflorum?
C. Hookeri et macrocarpus Wendl. et Mann = Eremospatha.
C. laevis Mann et Wendl. = Ancistrophyllum.
C. maximus Reinw. non Blanco = Plectocomia elongata Bl.
C. Mannii H. Wendl. = Oncocalamus.
C. opacus M. et Wendl. non Bl. — Laccosperma.
C. parvifolius Vidal = C. Blancoi Kth.
C. secundiflorus P. de Beauv. — Ancistrophyllum.
C. Verschaffeltii Hort. = Acanthophoenix crinita Wendl.
C. trinervis Hort. = C. javensis Bl., alles nach Becc. l. c. 218.
C. zonatus Becc. Borneo 609. Borneo, wie die folg.
C. muricatus Becc. l. c. 609.
C. bacularis Becc. l. c. 609.
C. filiformis Becc. l. c. 609.
C. optimus Becc. l. c. 610.
C. erioacanthus Becc. l. c. 610.
C. moti Bail. Queensl. Fl. 1685.
C. jaboolam Bail. l. c. 1686.
Cocos stolonifera Barb. Rodr. (1901), Contr. jard. Rio l. 40. t. 4. fig. A. Urug.
C. catechucarpa B. Rodr. (1901) l. c. 41. Vaterl. unbek. kult.
C. Arechavaletaei B. Rodr. (1901) l. c. 43. t. 5. Urug.
Daemonorrhops oxycarpus Beccari, Borneo 607. Borneo, wie die folg.
D. draconcellus Becc. l. c. 608.
D. dissitophyllus Becc. l. c. 608.
D. mattanensis Becc. l. c. 608.
D. formicarius Becc. l. c. 608.
D. cristatus Becc. l. c. 608.
D. singalanus Becc. Records bot. surv. Ind. II. 219. Sumatra.
D. stenophyllus Becc. l. c. 220. Sum.
D. imbellis Becc. l. c. 220. Malacca.
D. Pierreanus Becc. l. c. 220. Cochinch.
D. microthamnus Becc. l. c. 221. Malacca.
D. ursinus Becc. l. c. 222. Borneo.
D. intumescens Becc. l. c. 222. Malacca.
D. lamprolepis Becc. l. c. 228. Celebes.
D. Motleyi Becc. l. c. 224. Borneo.
D. sparsiflorus Becc. l. c. 224. Borneo.
D. erinaceus Becc. l. c. 225. Borneo.
D. microstachys Becc. l. c. 225. Borneo.
D. pseudomirabilis Becc. l. c. 226. Sumatra.
D. Forbesii Becc. l. c. 227. Sumatra.
D. annulatus Becc. l. c. 227. Borneo.
D. collariferus Becc. l. c. 227. Borneo.
D. acanthobolus Becc. l. c. 227. Borneo.
D. diversispinus Becc. l. c. 228. Borneo.

Digitized by Google

Daemonorrhops longispathus Becc. l. c. 280. Borneo.
D. ruptilis Becc. l. c. 280. Borneo.
Desmoncus inermis Barb. Rodr. (1901) Contr. jard. Rio I. 17. Brasil.
Euterpe badiocarpa Barb. Rodr. (1901) Contr. jard. Rio I. 12. Brasil.
E. jatapuensis B. Rodr. (1901) l. c. 12.
Geonoma yanaperyensis Barb. Rodr. (1900) Contrib. jard. bot. Rio de Janeiro I. n. 3. Amazon.
G. Dammeri Huber, Bot. mus. Para, III. 409. Brasil.
Hydriastele Douglasiana Bail. Queensl. Fl. 1674.
H. costata Bail. l. c. 1674.
Livistona Muelleri Bail. Queensl. Fl. 1683.
L. Benthamii Bail. l. c. 1683.
Polyandrococos pectinata (Barb. Rodr. sub Diplothem.) B. R. (1901) Contrib. jard. Rio. I. 8.

Ist von Diplothemium durch einfache Scheide und den Blütenbau ganz verschieden. Nat. Pflzf. II (4). 82. n. 120a.

P. candescens (Mart. sub Dipl.) R. Rodr. (1901). l. c. 8.
P. Torallyi (Mart. sub Dipl.) B. Rodr. (1901). l. c. 8.
Ptychosperma elegans Bail. Queensl. Fl. 1677.

Potamogetonaceae.

Potamogeton Morongii Arth. Benn. Journ. of bot. XL. 145. Japan.
P. similis A. Benn. l. c. 146. Austr.
P. rectifolius A. Benn. l. c. 147. Illin., V. St. A.
P. strictifolius A. Benn. l. c. 148.
P. odontocarpus Gandog. = P. Tepperi A. Benn. nach Maiden, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 72.

Triuridaceae.

Sciadophila japonica Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 211. Japan.

Typhaceae.

Typha Martinii Lév. et Vaniot. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 166. China.
T. Bodinieri Lév. et V. l. c. 295.

Zingiberaceae.

Alpinia kumatake Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 49. Japan.
A. bilamellata Makino l. c. 51. Bonin-Ins.
A. boninsimensis Mak. l. c. 52.
A. satsumensis Gagnepain, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 247. Japan.
A. oxymitra K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 268. Siam.
A. macroura K. Sch. l. c. 268.
Amomum cuspidatum Gagnepain, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 253. Fr. Guinea.
A. alpinum Gagnep. l. c. 253. O.-Afrika.
A. procurrens Gagnep. l. c. 254. N.-Guinea.
A. vespertilio Gagnep. l. c. 255. Tonkin.
A. thyrsoideum Gagnep. l. c. 256. Tonkin.
A. echinosphaera K. Schum. bei Gagnep. l. c. 257. Tonkin.
A. loroglossum Gagnep. l. c. 258. Himalaya.
A. hirticalyx K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 269. Siam.
A. alpinum Gagnepain, Bull. soc. hist. int. Autun XV. 27 u. 34. W.-Afrika.
A. cuspidatum Gagn. l. c. 27 u. 35. Franz. Guinea.

Digitized by Google

Costus tonkinensis Gagnepain, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 248. Tonkin.
C. fissiligulatus Gagnepain, l. c. 93. Gabun.
C. araneosus Gagn. l. c. 95. Franz. Congo.
C. ubangiensis Gagn. l. c. 97. Ober-Congogeb.
C. congestiflorus Gagn. l. c. 97. Guiana.
C. scaberulus Gagn. l. c. 99. Guiana.
C. paucifolius Gagn. l. c. 100. Brasil., wie die folg.
C. rosulifer Gagn. l. c. 101.
C. latifolius Gagn. l. c. 101.
C. splendens Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 260. Guatem.
C. guanaiensis Rusby, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 694. Boliv.
C. phlociflorus Rusb. l. c. Brasil.
Curcuma alismatifolia Gagnep. Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 259. Cambodga.
C. sparganifolia Gagn. l. c. 260. Cambodga.
Elettariopsis Schmidtii K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 269. Siam.
Globba violacea Gagnep. non Ridley = G. adhaerens Gagnep. Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 269.
G. graminifolia Gagn. = G. siamensis (Hemsl. sub Achilus) Gagn. l. c. 305.
Kaempferia Evae Briq. Ann. conserv. Genève VI. 3. Ober-Sambesi.
K. pallida Wild. Fl. Katang. 20. Congo.
Renealmia goyazensis Gagnep. Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 23. Brasil.
R. reticulata Gagn. l. c. 25. Brasil.
R. petasites Gagn. l. c. 26. Brasil.
R. spicata Gagn. l. c. 27. Peru.
R. jalapensis Gagn. l. c. 28. Mexico.
R congoensis Gagn. l. c. 30. Congogeb.
R. erythroneura Gag. l. c. 31. Kamerun (ist R. Cabraei Wildem. et Dur.).
R. sessilifolia Gagn. l. c. 33. Ecuador.
Zingiber rufopilosum Gagnepain, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 249. Tonkin.
Z. monophyllum Gagnep. l. c. 250. Tonkin.
Z. atrorubens Gagnep. l. c. 252. China.

Dicotyledoneae.

Archichlamydeae.

Aceraceae.

Acer subserratum Greene, Pittonia V. 1. W. Ver. St. N.-A.
A. Torreyi Greene l. c. 2.
A. diffusum Greene l. c. 2.
A. neo-mexicanum Greene l. c. 3.
A. Macounii Greene l. c. 4.
A. modocense Greene l. c. 5.

Aizoaceae.

Mesembrianthemum (Mesembryanthemum) racemosum N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 350. Capland.
M. Mahonii N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 190. Capl.
Tetragonia Ameghinoi Speg. (1901) Anal. soc. cient. Arg. XLVII. 59. Patag.

Digitized by Google

Amarantaceae.

Amarantellus argentinus Spegazz. (1901). I. 6. fig. 1—5. Com. mus. nac. Buen. Air. I. 343. Argent.

Euxolus in der Tracht ähnlich, aber Blüten ohne Perianth, von den Staubblättern sind nur 2 vorhanden. Nat. Pflzf. III. (1a) 103. n. 11a.

Amarantus cristulatus Spegazz. (1901) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 345. Argent.

A. vulgatissimus Spegazz. in Anal. mus. nac. Buen. Aires VII. 135. Patagon.

Iresine tomentosa Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 540. Argent.

Anacardiaceae.

Heeria Dekindtiana Engl. in Jahrb. XXXII. 132. Angola.

Pistaciopsis Wakefieldii Engl. in Jahrb. XXXII. 125. Sansib.-Küste.

Die Zugehörigkeit zur Familie ist nicht ganz sicher. Der Tracht nach erinnert sie an Pistacia lentiscus u. an Harrisonia. Nat. Pflzf. III. (5a) 159 n. 22a.

P. gallaensis Engl. l. c. 125. Gallahochl.

P. Dekindtiana Engl. l. c. 126. Angola.

Rhus arenaria Engl. in Jahrb. XXXII. 132. Angola.

R. littoralis Mearns Proc. biol. soc. Wash. XV. 148. Rhode Island.

R. floridana Mearns l. c. 149. Florida.

Anonaceae.

Duguetia siparia Hub. Bot. mus. Para, III. 416. Brasil.

Goniothalamus suaveolens Becc. Borneo 520 (Pi. Bo. n. 2527).

Mezzettia parviflora Becc. Borneo 568.

Xylopia Butayei Wildem. Fl. Katang. 83. Unter-Congogeb.

X. katangensis Wildem. Fl. Katang. 82. Congogeb.

Araliaceae.

Osmoxylon helleborinum Becc. Borneo 524.

Polyscias Albersiana Harms, Engl. J. XXXIII. 182. D. O.-Afr.

Aristolochiaceae.

Aristolochia cuyabensis Malme, Bih. Kong. svensk. Vetensk. Akad. Handl. XXVII. n. 5, S. 14. Brasil.

A. cuyabensis Malme = A. burro Lindm. ex Malme l. c. 25.

A. stenophylla Urb. Symb. antill. III. 281. V.-Ind.

A. securidata Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 256. Costarica.

A. melanoglossa Spegazz. (1899) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 88. Argent.

A. Stuckertii Speg. l. c. 84.

Balanophoraceae.

Balanophora japonica Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 212. Japan.

Begoniaceae.

Begonia argentinensis Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. Argent.

Berberidaceae.

Berberis Negeriana Tischl. in Engl. Jahrb. XXXI. 640.

Betulaceae.

Alnus Sieboldiana Matsum. Journ. Univ. Tokyo XVI. 8. t. 1 (A. firma Sieb. et Zucc. p. p.). Japan, wie die folg.

Digitized by Google

Alnus yusha Matsum. l. c. 4. t. 2 (A. firma S. et Z. p. p.).
A. pendula Matsum. l. c. 6 (A. firma var. multinervis Reg.).

Bombacaceae.

Matisia paraensis Hub. Bot. mus. Para, III. 480. Brasil.
Neobuchia Paulinae Urb. Symb. Antill. III. 319. W.-Ind.
Von Ceiba durch 15 Staubgefässe verschieden mit 5 zweilappigen Staminodien. Nat. Pflzf. III (6) 68. n. 4a.

Burseraceae.

Garuga coriacea Pierre in Becc. Borneo 579 (Pi. Bo. n. 3085).

Cactaceae.

Cereus Dusenii Web. bei Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 56. Patag.
Echinocactus Knippelianus Quehl, Monatsschr. f. Kakt. XII. 9. S.-Amerika.
E. amazonicus Witt l. c. 29. Brasil.
E. Falconeri Orcutt, W. Am. scient. XII. 168.
Epiphyllum delicatum N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 419. Brasil.
Maihuenia tehuelches Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 288. Patagon.
M. Valentinii Speg. l. c. 289 (M. Poeppigii Speg. non Web.).
Mamillaria Bussleri Mundt, Monatsschr. f. Kakt. XII. 47. Mex., Fig.
M. Thornberi Orcutt, W. Amer. scient. XII. 162.
M. Oliviae Orc. l. c. 162.
Opuntia bonariensis Speg. (1901), Fl. Tandil. 18. Argent.
O. penicilligera Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 291. Patagon.
Pterocactus Valentinii Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Lep. 58. Patag.

Capparidaceae.

Capparis Verdickii Wildem. Fl. Katang. 85. Congogeb.
Cleome polyanthera Gilg et Schwfth. Engl. J. XXXIII. 202. C.-Afr.
C. Paxiana Gilg, l. c. 208. Kamer.
C. niamniamensis Gilg, l. c. 208. C.-Afr.
Ritchiea fragariodora Gilg, Engl. Jahrb. XXXIII. 207. Kamer.
R. agelaeifolia Gilg, l. c. 207. Angola.
R. Steudneri Gilg, l. c. 208. Abyssinia.
R. Albersii Gilg, l. c. 208. D. O.-Afr.

Caryophyllaceae.

Alsine valida (validus) Goodding, Bot. Gaz. XXXIII. 69. Wyoming.
Cerastium subulatum Greene, Ottawa nat. XVI. 86.
C. alsophilum Gr. l. c. 86.
C. nitidum Gr. l. c. 87.
Dianthus Degenii Baldacci, Nuov. giorn. ital. II. ser. IV. 27. Alban.
Lychnis chilensis Speg. non A. Gr. = L. antarctica O. Ktze. Rev. nach Speg. An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 20. Patag.
Moehringia Malyi Hayek, Verh. zool. bot. Ges. Wien LII. 147. Ost-Alpen.
Polycarpaea kuriensis Wagner (1901), Sitzgsber. Wien. Akad. 1901.
P. Paulayana Wagner l. c.
Stellaria xanthospora Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 298. Argent.
S. chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 241. Patag.

Digitized by Google

Chenopodiaceae.

Atriplex aptera Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 856. Wyoming.
A. cuneata A. Nels. l. c. 857. Color.
A. philonitra Av. Nels. l. c. 858. Wyom.
A. tenuissima Av. Nels. l. c. 859. Utah.
A. spatiosa A. Nels. l. c. 860. Wyom.
A. carnosa A. Nels. l. c. 861. Utah.
A. crenatifolius Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 587. Argent.
A. argentinum Spegazz. (1901), Com. mus. nac. Buen. Air. t. 6. fig. 6—11. I. 846. Argent.
A. flavescens Speg. l. c. 847. 6. fig. 12—16.
A. mendozaense Speg. l. c. 848. t. 6. fig. 17—20.
A. Ameghinoi Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 143. Patagon.
A. macrostylum Speg. l. c. 144.
Chenopodium subglabrum Av. Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 862 (C. leptophyll. var. Wats.). Oklohama, V. St. A.
C. desiccatum A. Nels. l. c. 862. Wyom.
C. cycloides A. Nels. l. c. 868. Kansas.
C. Ameghinoi Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 188. Patagonien.
C. scabricaule Speg. l. c. 189.
C. rafaelense Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 585.
Dondia*) Moquinii (Torr. sub Chenopodina) Av. Nels. Bot. Gaz. XXXV. 263.
D. multiflora (Torr. sub Suaeda) A. Nels. l. c. 864.
D. erecta A. Nels. l. c. 864 (S. depressa var. Wats.).
Halophytum Ameghinoi (Speg. sub Tetragonia) Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 158. Patag.

Ist Pachycornia Hook. fil verwandt, aber von ihr und allen Salicornieen weit verschieden. Nat. Pflzf. III (1a) 77. n. 48a.

Nitrophila australis Chodat et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 535. Abbild. Argent.
Salsola Toseffii Urumoff, Period. Spisanie LXIII.
Spirostachys olivascens Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 149. Patag.

Crassulaceae.

Crassula rudis Schoenl. et Bak. Journ. of bot. XL. 283. Namal.
C. Ernesti Schoenl. et Bak. l. c. 288. Capl.
C. mesembrianthemoides Schoenl. et Bak. l. c. 284. Capl.
C. deceptor Schoenl. et Bak. l. c. 285. Namal.
C. cornuta Schoenl. et Bak. l. c. 285. Namal.
C. elegans Schoenl. et Bak. l. c. 286. Capl.
C. tenuipedicellata Schoenl. et Bak. l. c. 288. Capl.
C. minutiflora Schoenl. et Bak. l. c. 288. Namal.
C. Leipoldtii Schoenl. et Bak. l. c. 288. Capl.
C. Tysonii Schoenl. et Bak. l. c. 289. Griqual.
C. loriformis Schoenl. et Bak. l. c. 289. Capl.
C. arygrophylla Schoenl. et Bak. l. c. 290. Transv.
C. Rattrayi Schoenl. et Bak. l. c. 290. Capl.
C. conjuncta N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXI. 106. Capl.
C. congesta N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 170. Capl.

*) Nach den Berliner Regeln wird Dondia nicht angenommen.

Digitized by Google

Crassula sedifolia N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 429. Capl.
Cotyledon nana N. E. Br. Gard. Chron. III. ser. XXX. 270. Capl.
C. Alstonii Schoenl. Journ. of Bot. XL. 98. Nyassal.
Kalanchoe somaliensis Hook fil. Bot. mag. t. 7831. Somali.
K. Rohlfsii Engl. Ann. ist. bot. IX. 252. Abyssinien, Gallal.
K. Kirkii N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 111. Nyassal.
K. diversa N. E. Br. l. c. 210. Somali.
Sedum senanense Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 218. Japan.
Sempervivum Simonkaianum Degen, Magyar bot. lap. I. 184. Siebenbürg.
S. versicolor Velen. Sitzungsber. Ges. Wiss. Prag 1902 Mai. Bulgar.
S. velutinum N. E. Br. Gard. Chr. III. ser. XXX. 318. Vaterl. unbek.

Combretaceae.

Combretum Dekindtianum Engl. in Jahrb. XXXII. 186. Angola.

Connaraceae.

Rourea inodora Wild. et Dur. (1899), Illustr. Fl. Congo 71. t. 86. Congogeb.

Cornaceae.

Cornus Priceae Small (1901), Torreya I. 54. Kentucky.
Garrya pallida Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 287. Calif.

Cruciferae.

Arabis pieninica Woloszczak, Zielnik fl. Polsk. Cent. IX. n. 808. Karpath.
Braya cachensis Spegazz. (1898). Com. mus. nac. Buen. Air. I. 46. Patag.
B. lycopodioides Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 12. Patag.
B. patagonica Speg. l. c. 18.
B. pycnophylloides Speg. l. c. 14.
B. glebaria Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 224. Patag.
B. pectinata Speg. l. c. 225.
Cardamine acuminata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 287 (C. hirs. var. Nutt.).
C. multifolia Rydb. l. c. 288. Idaho, Utah.
C. Blaisdellii Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 146. Alaska.
C. cymbalaria Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 289. Argent.
C. callitrichoides Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 211. Patag.
Clypeola Rouxiana Reynier, Bull. acad. intern. géo. bot. III. sér. XI. 17. Fkr.
Delpinoella patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 227. Patag.
In der Tracht Coronopus ähnlich, aber durch die Schötchen verschieden. Nat. Pflzf. III (2). 162. n. 21a.
Descurainea deserticola (Speg. sub Sisymbr.) Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 220. Patag.
D. heterotricha Speg. l. c. 221.
D. glabrescens (Speg. sub Sisymbr.) Speg. l. c. 228.
Diceratella umbrosa Engl. in Jahrb. XXXII. 98. Somali.
D. Erlangeriana Engl. l. c. 99. Somali.
D. Ruspoliana Engl. Ann. ist. bot. Roma IX. 248. Somali.
Draba media Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
D. Tranzschelii Litw. l. c.
D. alayica Litw. l. c.
D. brachystylis Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 240. Utah.
D. decumbens Rydb. l. c. 240. Color.
D. Macouniana Rydb. l. c. 240. Br. Columb.
D. Parryi Rydb. l. c. 241. Color., Wyom.

Digitized by Google

Draba cana Rydb. l. c. 241. Alberta.
D. Mac Callaei Rydb. l. c. 241. Alberta.
D. columbiana Rydb. l. c. 242. Br. Columb.
D. uber Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 866. Wyom.
D. atuelica Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 289. Argent.
D. rosularis Chod. et Wilcz. l. c. 290. Argent.
D. chubutensis Spegazz. Anal. mus nac. Buen. Air. VII. 214. Patagon.
D. graminifolia Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 5. Patag.
D. karr-aikensis Speg. l. c. 6.
Erysimum gandanensis Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Transkaspien.
Farsetia Ellenbeckii Engl. in Jahrb. XXXII. 99. Somali.
F. Robechiana Engl. Ann. ist. bot. Roma IX. 248. Somali.
F. fruticosa Engl. l. c. 249. Somali.
Helophila decipiens Ostenfeld, Bot. Tidsskr. XXIV. 158. Siam.
Iberis roseo-purpurea Sagorski in Mitt. thür. bot. Ver. N. F. XVI. 49. Herzegowina.
Lepidium Jonesii Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 288. Utah, Nevada. (Lep. mont. var. alyssoides Jones.)
L. elongatum Rydb. l. c. 284. Washingt., Idaho.
Lesquerella macrocarpa Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 366. Wyom.
L. arenosa (Richards. sub Vesicaria) Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 286.
L. Sheari (sphalm. Shearis) Rydb. l. c. 287. Colorado.
Malcolmia hispida Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Transkaspien.
Matthiola Erlangeriana Engl. in Jahrb. XXXII. 100. Somali.
M. Rivae Engl. Ann. ist. bot. Roma IX. 249. Somali.
Menonvillea patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 229. Patagon.
Nasturtium pamparum Spegazz. (1901), Com. mus. nac. Buen. Aires. I. 312. Argent.
Physaria brassicoides Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 237. Nebraska.
Roripa clavata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 235. Washingt., Idaho.
R. Underwoodii Rydb. l. c. 285. Color.
R. integra Rydb. l. c. 286. Utah.
Sisymbrium turcomanicum Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Transcasp.
S. hararense Engl. in Jahrb. XXXII. 98. Somali.
S. robustum Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 290. Argent.
S. Morenoanum Chod. et Wilcz. l. c. 291. Argent.
S. fuegianum (Speg. sub Schizopet.) Speg. (1901), Ann. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 9. Patag.
S. subscandens Speg. l. c. 11.
S. maclovianum (Gaud. sub Brassica) Spegazz. Anal. mus. nac. Buenos Air. VII. 216. Patag. (Schizopet. fuegianum Speg., Sisymbr. fueg. Speg. Arabis magellanica Hk. fil.)
S. Ameghinoi Speg. l. c. 217.
S. tehuelches Speg. l. c. 218 (S. pinnatum Speg. non Br.).
Smelowskia americana Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 289 (S. calycina Gray, non Hutch. calyc. Hook.).
Solmsiella Heegeri Borbas, Magyar bot. lap. I. 17. Baden.
Als Gattung oder wenigstens Untergattung von Capsella festgehalten.

Digitized by Google

Sophia brevipes Rydb. Bull Torr. bot. cl. XXIX. 238, (Sisymbr. canescens var. Nutt.).
S. californica Rydb. l. c. 288 (S. canescens var. Torr. et Gr.).
S. viscosa Rydb. l. c. 238. Idaho, Wyom.
S. leptophylla Rydb. l. c. 288. Color., Wyom.
Stanleya arcuata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 282. Nevada.
St. canescens Rydb. l. c. 232. Utah, Arizona.
Streptanthus gracilis Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 285. Calif.
Thelypodium macropetalum Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 233. Utah, Idaho.
T. utahense Rydb. l. c. 288. Utah.
Thlaspi Nuttallii Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 235 (T. cochleariforme Nutt. non P. DC.).
T. chionophilum Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 48. Patag.

Dichapetalaceae.

Dichapetalum Dewevrei Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. I. 41. Congogeb.
D. lolo Wild. et Dur. l. c. 42.
D. holopetalum Ruhl. Engl. J. XXXIII. 77. Congogeb.
D. nitidulum Engl. et Ruhl. l. c. 77. Kamerun.
D. congoense Engl. et Ruhl. l. c. 78. Congo.
D. fallax Ruhl. l. c. 78. Kamerun.
D. batanganum Engl. et Ruhl. l. c. 79. Kamer.
D. altescandens Engl. l. c. 80. Kamer.
D. Eickii Ruhl. l. c. 80. D. O.-Afr.
D. leucosepalum Ruhl. l. c. 81. Congo.
D. sulcatum Engl. l. c. 81. Kamer.
D. argenteum Engl. l. c. 82. Kamer.
D. reticulatum Engl. l. c. 82. Kamer.
D. Warneckii Engl. l. c. 83. Togo.
D. griseo-viride Ruhl. l. c. 84. Kamerun.
D. Liberiae Engl. et Dinkl. l. c. 84. Liberia.
D. cinereum Engl. l. c. 85. Kamer., Lagos.
D. scabrum Engl. l. c. 86. Kamer.
D. angustisquamulosum Engl. et Ruhl. l. c. 86. Kamer.
D. patenti-hirsutum Ruhl. l. c. 86. Congo.
D. obliquifolium Engl. l. c. 87. Kamerun.
D. Conrauanum E. et R. l. c. 88. Kamer.
D. minutiflorum E. et R. l. c. 88. Kamer.
D. salicifolium E. et R. l. c. 89. Kamer.
D. integripetalum Engl. l. c. 89. Kamerun.
D. longitubulosum Engl. l. c. 90. Kamerun.

Dilleniaceae.

Dillenia parviflora Martelli in Becc. Borneo 568.
Saurauia angustifolia Becc. Borneo 524 (Pi. Bo. n. 8774).
Tetracera strigillosa Gilg, Engl. J. XXXIII. 196. C.-Afr.
T. Bussei Gilg, l. c. 197. D. O.-Afr.
T. littoralis Gilg, l. c. 197. D. O.-Afr.
T. obtusata Pl. = T. potatoria Afzel. nach Gilg, l. c. 198.
T. Marquesii Gilg, l. c. 199. Angola.
T. rosiflora Gilg, l. c. 199. Angola.

Digitized by Google

T. podotricha Gilg, l. c. 200. Kamer., Congogeb.
T. Dinklagei Gilg, l. c. 201. Liberia.
T. fragrans Wild. et Dur. (1899), Illustr. Fl. Congo. 55. t. 28. Congogeb.
T. masuiana Wild. et Dur. (1899), l. c. 61. t. 31.
Vanieria tomentosa Montrouzier = Hibbertia tomentosa Beauvisage Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 5. Neu-Cal.

Dipterocarpaceae.

Dryobalanops rappa Becc. Borneo 572.
D. kayanensis Becc. l. c. 572. (Pi. Bo. n. 3784.)
Cotylelobium Beccarii Pierre in Becc. Borneo 570.
C. flavum Pierre l. c. 570.

Elaeagnaceae.

Elaeagnus Yoshinoi Mak. Bot. mag. Tok. XVI. 155. Japan.

Elatinaceae.

Elatine nivalis Spegazz. (1901), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 321. t. 5. fig. 19—24. Argent.

Eucryphiaceae.

Eucryphia patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 281. Patag.

Euphorbiaceae.

Acidoton microphyllus Urb. Symb. ant. III. 302. W.-Ind.
Aonikena patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 162.
Chrozophora verwandt, sonst keine Differenz mitgeteilt.
Bonania microphylla Urb. Symb. antill. III. 311. W.-Ind.
Chaenotheca neopeltandra (Gris. sub Phyllanthus) Urb. Symb. ant. III. 285. W.-Ind.
Verwandt Securinega, aber durch nur gekerbten Discus, durch weitgeöffnete Theken und einzelne ganz abweichend geformte Samen verschieden. Nat. Pflzf. III (5) 18. n. 10a.
C. domingensis Urb. l. c. 285.
Claoxylon Dewevrei Pax (1901), Reliq. Dew. 209. Congogeb.
Croton rivularis Becc. Borneo 524 (Pi. Born. n. 3854).
C. waltherioides Urb. Symb. ant. III. 292. W.-Ind.
C. polytomus Urb. l. c. 293.
C. litoralis Urb. l. c. 294.
C. rosmarini var. Gr. = C. litoralis Urb. var. Rugelianus Urb. l. c. 295.
C. martinicensis Urb. l. c. 295.
C. Priorianus Urb. l. c. 296 (C. cascarilla α. Griseb.).
C. angustatus Urb. l. c. 296.
C. Picardaei Urb. l. c. 297.
C megaladenus Urb. l. c. 298 (C. cascarilla L. p. p., 6. cascarilloides Geisel.).
C. brachytrichus Urb. l. c. 299.
C. Poitaei Urb. l. c. 300.
C. subglaber Urb. l. c. 301.
Euphorbia elastica Pax et Poiss. Bull. mus. 1902. p. 61. Seneg.
E. Renonardii Pax et P. l. c. 62. Dahomey, wie die folg.
E. Poissonii Pax l. c. 62.
Euphorbia viperina A. Berger, Monatschr. f. Kakteenk. XII. 39.
E. evonymocarpa Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 532. Argent.

Digitized by Google

Euphorbia pseudopeplis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 164. Patagonien.
Excoecaria Benthamiana Hemsl. Icon. pl. t. 2741. Seychell.
E. eglandulosa Müll. Arg. = Sapium adenodon Gris. nach Urb. Symb. nat. III. 810. W.-Ind.
Fontainea Pancheri (Müll. Arg. sub Codiaeum) Heckel in Bailey, Queensl. Fl. V. 1441.
Gymnanthes albicans (Gris. sub Sebastiana) Urb. Symb. antill. III. 812. W.-Ind. (Excoec. venulosa C. Wr.)
G. recurva Urb. l. c. 812.
Hevea viridis Huber, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 48. Brasil.
H. viridis Hub. Bol. mus. Paraense III. 358. Brasil.
Omphalea Queenslandiae Bail. Queensl. Fl. 1455.
Phyllanthus pachystylus Urb. Symb. ant. III. 286. W.-Ind. (P. nutans Gris. non Sw.)
P. barbadensis Urb. l. c. 287.
P. acacioides Urb. l. c. 287.
P. Buchii Urb. l. c. 288.
P. bahamensis Urb. l. c. 289.
P. isolepis Urb. l. c. 290.
P. squamatus Sauv. = P. junceus Müll. Arg. nach Urb. l. c. 289.
P. brisbanicus Bailey, Queensl. Fl. 1418.
Sapium caribaeum Urb. Symb. ant. III. 308. W.-Ind. (Hippomane glandulosa L. ex p., S. aucuparium Mazé non Jacq., S. glandulosum Morong ex p.*)
S. Marmieri Huber, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 49. Brasil.
Sebastiania hexaptera Urb. Symb. ant. III. 308.
S. Picardaei Urb. l. c. 304.

Fagaceae

Quercus Bertrandii Alb. et Reyn. Bull. acad. int. géogr. bot. III. sér. XI. 19. Frankr.
Q. hibr. Albert, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 129. Frkr.
Q. Hondaei Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 144. Japan.

Flacourtiaceae.

Banara Vanderbiltii Urb. Symb. antill. III. 320. W.-Ind.
Casearia ramiflora var. spinosa Gris. = C. odorata Macf. nach Urb. Symb. ant. III. 321. W.-Ind.
C. bahamensis Urb. l. c. 322.
Doryalis Autunesii Gilg, in Engl. J. XXXII. 186. Angola.

Frankeniaceae.

Frankenia chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII 238. Patag.

Geraniaceae.

Geranium orientale Freyn, Östr. bot. Zeitschr. LII. 18. Sibirien.
G. Pattersonii Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 242. Color.
G. strigosum Rydb. l. c. 248. Wyom., Utah. (G. Richardsonii Wats. ex p.)
G. melanopotamicum Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 254. Patag.

Guttiferae.

Caraipa paraensis Hub. Bol. mus. Para III. 482. Brasil.
C. minor Hub. l. c. 484.

*) Über die verwickelte Synonymie von S. hippomane G. F. W. Mey. und S. laurocerasus Desf. vergl. die Originalschrift.

Digitized by Google

Caraipa insidiosa B. Rodr. l. c. 485.
Garcinia stigmacantha Pierre in Becc. Borneo 601 (Pi. Bo. n. 1592).
G. Beccarii Pierre l. c. 601.
Hypericum pseudomaculatum Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 85. Missouri.
H. Bissellii Robins. Rhodora IV. 186. t. 87. fig. 1—4. Östl. V. St. A.
H. ericoides Arech. An. mus. Montevid. VI. 18. Urug.
Tovomita triflora Hub. Bol. mus. Para III. 486. Brasil.

Hippocrateaceae.

Hippocratea cymosa Wild. et Dur. (1899). Illustr. Fl. Congo 67. t. 84. Congogeb.

Hydnoraceae.

Prosopanche Bonacinai Spegazzi (1898) Conn. mus. nac. Buen. Air. I. 20. Argent.

Lauraceae.

Ajouea (sphalm. Ajonea) Hassleri Mez, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 823. Parag.
Ocotea palmana Mez et Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 258. Guatem.
O. quisara M. et D. Sm. l. c. 259.
Tetranthera salicifolia Becc. Borneo 524. (Pi. Bo. n. 8826).

Lecythidaceae.

Geeldinia riparia Hub. Bol. mus. Para III. 488. Brasil.
Verwandt Cariniana, aber verschieden durch fünfgliedrige Blüten mit vierfächerigem Ovar und geringere Zahl der Staubgefässe. Nat. Pflzf. III (7). 41. n. 15a.
G. ovatifolia Hub. l. c.

Leguminosae.

Caesalpiniaceae.

Amphoranthus spinosus Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 805. t. 441. A. Damaral.
Diese Pflanze gehört zu den Nyctaginaceen und ist, wie Harms gezeigt hat, Phaeoptilon spinosum Rdlk.; vergl. Spenc. Moore Journ. of bot. XL. 408.
Bauhinia Ellenbeckii Harms, Engl. J. XXXIII. 158. Somalil.
B. Loeseneriana Harms l. c. 158. D. O.-Afr.
Berlinia macrantha Harms, Engl. J. XXXIII. 156. Kamerun.
Brachystegia Holtzii Harms, Engl. J. XXXIII. 154. D. O.-Afr., wie die folg.
B. Bussei Harms l. c. 155.
B. taxifolia Harms l. c. 155.
B. stipulata Wildem. Fl. Katang. 44. t. 12. fig. 1—9. Congogeb.
Bussea massaiensis (Taub. sub Peltophorum) Harms, Engl. J. XXXIII. 159. D. O.-Afr.
Verwandt Caesalpinia, hat aber holzige, aufspringende Hülsen. Nat. Pflzf. III (8). 176. n. 102a.
Caesalpinia Erlangeri Harms, Engl. J. XXXIII. 160. Gallahochl.
C. oligophylla Harms l. c. 160. Gallah.
Cassia Beareana Holmes, Pharmac. journ. 1902. p. 42. Sansibar, Insel Pemba.
C. Droogmansiana Wildem. Fl. Katang. 47. Congogeb.
C. kethulleana Wild. l. c. 48.
C. Verdickii Wild. l. c. 49. t. 16. fig. 6—11.
C. Bartonii Mans. Bail. Queensl. agric. journ. 1901. p. 410. t. 16. N.-Guinea.

Digitized by Google

Cryptosepalum Busseanum Harms, Engl. J. XXXIII. 156. D. O.-Afr.
C. Boehmii Harms l. c. 156.
C. Verdickii Wildem. Fl. Katang. 89. t. 11. fig. 11—17. Congogeb.
C. Debeerstii Wild. l. c. 40. t. 8. fig. 13—15.
C. exfoliatum Wild. l. c. 41.
Cyanothyrsus Soyauxii Harms = Daniella oblonga Oliv. nach Journ. de bot. XVI. 76.
Cynometra Schumanniana Harms, Notizb. Berl. Gart. III. 186. N.-Guinea.
C. simplicifolia Harms 186. l. c. Philipp.
C. Warburgii Harms 187. l. c. Philipp.
C. Alexandrae C. H. Wright in Johnston, Uganda Protect.
Anarthrophyllum Bergii Hieron, A. Morenonis O. Ktze. = A. desideratum (DC.) Benth. et Hook. f. nach Speg. (1901) An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 26.
A. subandinum Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 259. Patag.
A. patagonicum Spegazz. l. c. 261.
A. Negeri Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. Abb. 487. Arg.
A. pungens Chod. et Wilcz. l. c. 487.
Astragalus varnensis Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 493. Bulgar.
A. nertschinskensis Freyn, Östr. bot. Zeitschr. LII. 21. Sibirien.
A. Whitesii Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 224. Washington.
A. olympicus Cotten, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 573. Washingt.
A. Crandallii Gandog. Bull. soc. bot. France IV. sér. I. p. XIV. Colorado.
A. pomonensis Marc. Jones, Mammoth record print., Robinson, Utah 1902, June. V. St. N.-A.
A. vallaris M. J. l. c.
A. pangnicensis M. J. l. c.
A. curtiflorus M. J. l. c.
A. kaibensis M. J. l. c.
A. tegetarioides M. J. l. c.
A. alverdensis M. J. l. c.
A. scaphoides M. J. l. c.
A. simulans Cockerell, Torreya II. 154. N.-Mex.
A. erythrostachys Ulbrich, Notizbl. Berl. Gart. III. 192. Mexiko.
A. leucocephala Ulbr. l. c. 193. Centr.-Asien.
A. Ameghinoi Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 262. Patag.
A. brachycalyx Phil. non Fisch. = A. tarapacanus Speg.
A. compactus (Phil.) Reiche non al. = A. Reichei Speg.
A. trifoliatus Phil. non al. = A. valparadisiensis Speg.
A. brachytropis (Ph.) Reiche non Stev. = A. maulensis Speg.
A. laxiflorus (Ph.) Reiche non Fisch. = A. aconcaguensis Speg.
A. macrocarpus (Ph.) Reiche non DC. = A. megalocarpus Speg.
A. lanuginosus Clos p. p. = A. hurtadensis Speg.
A. elongatus (Ph.) Reiche non W. = A. Rudolphii Speg.
A. nanus (Ph.) Reiche non DC. = A. Philippii Speg.
A. amoenus (Ph.) Reiche non Fzl. = A. santiagensis Speg.
A. nubigenus (Meyen) Reiche non Don = A. Meyenianus Speg.
A. chrysanthus (Moris) Reiche non Boiss. et Hoh. = A. Hohenackeri Speg.
A. concinnus Benth. non (Ph.) Reiche = A. Benthamianus Speg.
A. nudus S. Wats. non Clos = A. Watsoniamus Speg.
A. tricolor Bunge non (Clos) Reiche = A. Bungeanus Speg.

Digitized by Google

Astragalus flavus Nutt. non (Hk. et Arn.) Reiche = A. Nuttallianus Speg. alle nach Spregazzini.
A. Bergii Hier. = A. distans A. Gray. nach Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 265.
A. brevicaulis Dusen = A. Cruickshanksii Hier. nach. Speg. l. c.
A. chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. VII. 266. Patag.
A. Domeykoanus (Ph.) Reiche = Tragacantha procumbens O. Ktze. var. glabrescens nach Speg. l. c. 267.
A. tehuelches Speg. l. c. 268.
Baphia Preussii Harms, Engl. J. XXXIII. 165. Kamerun, wie die folg.
B. bipindensis Harms, l. c. 165.
B. eriocalyx Harms, l. c. 165.
B. batangensis Harms, l. c. 166.
B. Conraui Harms, l. c. 167.
B. Busseana Harms, l. c. 166. D. O.-Afr., wie die folg.
B. cordifolia Harms, l. c. 167.
Cytisus pseudopygmaeus Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 492. Bulgarien.
C. Georgievii Velen. l. c. 493.
C. Nejčeffii Urumoff (1901). Zborn. nar. umotvor. XVII. Bulg.
Dalbergia megalocarpa Harms, Engl. J. XXXIII. 171. D. O.-Afr.
D. sambesiaca Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 998. Sambesi.
Desmodium amethystinum Dunn, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 210. China.
Dicraeopetalum stipulare Harms, Engl. J. XXXIII. 161.
Steht am besten bei den Sophoreae. Von Cadia verschieden durch schmale Kelchzipfel, zweizähnige Petalen. Nat. Pflzf. III (3) 188. n. 122a.
Hoffmannseggia nana Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 476. Argent.
H. patagonica Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 44. Patag.
Mac Leaya artensis Montrouz. = Cassia artensis Beauvis. in Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 19. N.-Cal.
Macrolobium leptorrhachis Harms, Engl. J. XXX. III. 156. Kamerun.
Maniltoa Hollrungii Harms, Notizb. Berl. Gart. III. 189. N.-Guinea.
M. Schefferi K. Sch. emend. Harms l. c. 189.
M. browneoides Harms l. c. 190. Java oder Sumatra.
M. polyandra (Roxb.) Harms l. c. 191.
M. grandiflora (A. Gr.) Harms l. c. 191.
Pterolobium Schmidtianum Harms, Bot. Tidsskr. XXIV. 265. Siam.

Mimosaceae.

Acacia Dewevrei Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. 80. Congogeb.
Archidendron solomonense Hemsl. Icon. pl. t. 2785. Salom.-Ins.
Albizzia brevifolia Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 945. Sambesi.
A. euryphylla Harms, Engl. J. XXXIII. 151. D. O.-Afr.
A. katangensis Wildem. Fl. Katang. 87. t. 7. fig. 7—15. Congogeb.
Entada rotundifolia Harms, Engl. J. XXXIII. 153. D. O.-Afr.
Mimosa striata (Bth. sub Prosop.) Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 281. (Cerocladia pampeana Speg.).
M. tandilensis Speg. (1901), Fl. Tandil 18. Argent.
Parkia Bussei Harms, Engl. J. XXXIII. 154. D. O.-Afr.
Piptadenia Erlangeri Harms, Engl. Jahrb. XXXIII. 152. S. Somalil.
Prosopis rinalillo Stuckert, An. mus. nac. Buenos Aires VII. 73. Argent.
P. Benthamii Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 296. Abbild. Argent.

Digitized by Google

Pseudoprosopis Fischeri (Taub. sub Prosopis) Harms, Engl. Jahrb. XXXIII. 152. D. O.-Afr.

Gehört zu den Piptadenieae, ist durch zweiklappige, holzige Hülsen gekennzeichnet, merkwürdig durch schiefe Knospen. N. Pflzf. III (3). 122. n. 28a.

Papilionaceae.

Adenodolichos rhomboideus (O. Hoffm. sub Dolichos) Harms, Engl. J. XXXIII. 179. D. O.-Afr.

Vgl. Jahresber. 1901, Stellung betr.

A. Anchietaei (Hi. sub Dol.) Harms l. c. 179.
A. euryphyllus Harms l. c. 180.
A. punctatus (M. Mich. sub Vigna) Harms l. c. 180.
A. adenophorus (Harms sub Dol.) Harms l. c. 180.
A. Bussei Harms l. c. 180. D. O.-Afr.
A. Baumii Harms l. c. 180. Kunenegeb.
A. macrothyrsus (Harms sub Dol.) Harms l. c. 180.
Adesmia karraikiensis Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 31. Patag.
A. leptopoda Speg. l. c. 82.
A. salicornioides Speg. l. c. 85.
A. tehuelcha Speg. l. c. 86.
A. Morenonis Harms = A. villosa Hook. f. l. c. 87.
Aeschynomene Dewevrei Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. 64. Congogeb.
A. Rehmannii Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 947. Transvaal.
A. glutinosa Schz. l. c. 947. Transv.
A. Newtonii Schz. l. c. 948. Mossamed.
Amorpha montana Boynt. Bil. bot. stud. I. 138. Alab.
A. nitens Boynt. l. c. 139. Georgia.
A. angustifolia Boynt. l. c. 139. Texas. (A. fruticosa var. Pursh.)
Dolichos Ellenbeckii Harms, Engl. J. XXXIII. 177. Gallal.
D. formosoides Harms l. c. 177. Somalil.
D. Stolzii Harms, l. c. 178. D. O.-Afr.
D. argyrophyllus Harms, l. c. 178. D. O.-Afr.
D. ungoniensis Harms, l. c. 179. D. O.-Afr.
D. esculentus Wildem. Fl. Katang. 61. t. 20. Congogeb.
D. serpens Wild. l. c. 63. t. 21.
D. Verdickii Wild. l. c. 63. t. 22.
D. dubius Wild. l. c. 64.
D. gululu Wild. l. c. 65. t. 20.
D. trinervis Wild. l. c. 66. t. 19.
Droogmansia pteropus (Bak. sub Desmod.) Wildem. Fl. Katang. 54. Congogeb.

Verwandt Desmodium, aber verschieden durch geflügelte Blattstiele, die längeren Staubfäden sind geflügelt. Nat. Pflzf. III (3). 329. n. 337a.

D. Stuhlmannii (Taub. sub Desmod.) Wild. l. c. 55.
D. megalantha (Taub. sub Desmod.) Wild. l. c. 56.
Dunbaria villosa (Thbg. sub Glycine) Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 35. (Atylosia subrhombea Miq.)
Eleiotis trifoliolata T. Cooke, Fl. Bomb. II. 342. Vord.-Ind.
Eriosema Proschii Briq. Ann. conserv. Genève VI. 4. Ober-Samb.
Flemingia nilgiriensis Wight in Cooke, Fl. Bomb. II. 393. Vord.-Ind.

Digitized by Google

Glycine longipes Harms, Engl. J. XXXIII. 175. D. O.-Afr.
Hedysarum iomuticum Fedschenko, Act. hort. petrop. XIX. 246. Turkestan.
H. albiflorum Fedsch. l. c. 252. Kanada, westl. V. S. A. (H. boreale var. Macoun.)
H. minutissimum Fedsch. l. c. 292. Sibir.
H. pumilum Fedsch. l. c. 309. Sibir., Mongol. (H. polymorphum Ledeb.)
H. vegetius Fedsch. l. c. 318. Afghan. (H. micropterum Var. Trautv.)
H. bucharicum Fedsch. l. c. 322. Buchar.
H. auriculatum Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 205. Alaska.
H. truncatum Eastw. l. c. 205 fig. 5.
Indigofera Dalzellii T. Cooke, Fl. Bomb. II. 311. Vord.-Ind.
I. caudata Dunn, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 210. China.
I. scopa Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. I. 60. Congogeb.
Lathyrus cryophilus Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 477. Argent.
Lebeckia? retamoides Bak. = Tephrosia retamoides Solereder, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 119. Madagaskar. (Neue Section Sarothamnopsis Soler.)
Lespedeza velutina Bicknell (1901), Torreya I. 102. Östl. V. St. A.
L. Brittonii Bickn. l. c. 108.
L. Manniana Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 15. t. 2. fig. 1. Missouri, wie die folg.
L. acuticarpa Mck. l. c. 16. t. 3. fig. 1. 2.
L. neglecta Mck. l. c. 17 (L. Sturei var. Britt.).
L. simulata Mck. l. c. 18. t. 4. fig. 1. 2.
Liebrechtsia katangensis Wildem. Fl. Katang. 70. t. 25. fig. 11—21. Congogeb. Verwandt Voandzeia, aber nicht kriechende Gewächse; der Kiel bildet aber keine Röhre, welche Staubgefässe und Stempel einschliesst. Nat. Pflzf. III (3) 88. n. 425a.*)
L. Kotschyi (Schwf. sub Vigna) Wild. l. c. 73.
L. Schweinfurthii Wild. l. c. 78.
L. esculenta Wild. l. c. 74. t. 25. fig. 1—10.
L. scabra Wild. l. c. 75. t. 24. fig. 11—24.
Lonchocarpus Bussei Harms, Engl. J. XXXIII. 172. D. O.-Afr.
L. Fischeri Harms l. c. 173. D. O.-Afr.
L. Menyharthii Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 998. Sambesi.
L. neurophyllus Urb. Symb. antill. III. 282. W.-Ind.
L. Ehrenbergii Urb. l. c. 283.
L. discolor Hub. Bol. mus. Para III. 421. Brasil.
Lupinus Helleri Greene = L. argophyllus Cockerell, Torreya II. 42.
L. Scheuberae Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 244. Mont., Wyom.
L. spathulatus Rydb. l. c. 244. Utah.
L. flavescens Rydb. l. c. 245. Idaho oder Mont.
L. lucidulus Rydb. l. c. 245. Wyoming.
Maackia Tashiroi (Yatabe sub Cladrastis) Mak. Bot. mag. Tosk. XVI. 34. Japan.
Medicago glandulosa Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 493. Bulgar.
Millettia congolensis Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. 61. Congogeb.
M. atite Harms, Engl. J. XXXIII. 167. Togol.
M. Conraui Harms, l. c. 168. Kamer.

*) Nach freundlichen Mitteilungen des Herrn Dr. Harms ist Liebrechtsia völlig übereinstimmend mit den typischen Arten der Gattung Vigna.

Digitized by Google

Millettia hypolampra Harms, l. c. 168. Kamer.
M. makondensis Harms, l. c. 169. D. O.-Afr.
M. bipindensis Harms, l. c. 169. Kamerun.
M. Bussei Harms, l. c. 170. D. O.-Afr.
Oxytropis Bushii Gandog. Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. I. p. XVII. Missouri.
O. Holdereri Ulbrich, Notizb. Berl. Gart. III. 198. Tibet.
Patagonium triste Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 478. Abb. Argent., wie die folg.
P. subsericeum Chod. et Wilcz. l. c. 479. Abb.
P. trijugum (Gill. sub Adesmia) Chod. et Wilcz. l. c. 481.
P. polygaloides Chod. et Wilcz. l. c. 482. Abb.
P. glareosum Chod. et Wilcz. l. c. 483. Abb.
P. pinifolium (Gill. sub Adesmia) Chod. et Wilcz. l. c. 484.
P. rafaelense Chod. et Wilcz. l. c. 485.
P. nanum Chod. et Wilcz. l. c. 485. Abb.
P. Ameghinoi (Speg. sub Adesmia) Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 270. Patagon.
P. aphananthum Speg. l. c. 270.
P. filipes (As. Gr. sub Adesmia) Speg. l. c. 271.
P. graminideum Speg. l. c. 272.
P. canescens (A. Gr. sub Adesm.) Speg. l. c. 278.
P. griseum (Hk. fil. sub Adesm.) Speg. l. c. 278.
P. leptopodum (Speg. sub Adesm.) Speg. l. c. 274.
P. patagonicum (Speg. sub Adesm.) Speg. l. c. 274.
P. salicornioides (Speg. sub Adesm.) Speg. l. c. 275.
P. Silvestrii Speg. l. c. 275.
P. suffocatum (Hook. fil. sub Adesm.) Speg. l. c. 276.
P. tehuelches (Speg. sub Adesm.) Speg. l. c. 276.
P. trifoliatum (Gill. sub Adesm.) Speg. l. c. 276.
P. villosum (Hook fil. sub Adesm.) Speg. l. c. 277.
Phaseolus Dalzellii T. Cooke, Fl. Bomb. II. 376. Vord.-Ind.
Pseudocadia anomala (Vtke. sub Cadia) Harms, Engl. J. XXXIII. 168. N.-Madagaskar.

Verwandt den Sophoreae, aber ausgezeichnet durch ein fahnenartiges Blumenblatt; steht mit Barklya, Sweetia genau zwischen Caesalpiniaceae und Papilionaceae. Nat. Pflzf. III (3). 199. n. 154a.

Pterocarpus mutondo Wildem. Fl. Katang. 57. t. 14. Congogeb.
P. odoratus Wild. l. c. 58. t. 18.
P. Bussei Harms, Engl. J. XXXIII. 172. D. O.-Afr.
Smithia Harmsiana Wildem. Fl. Katang. 52. t. 22. fig. IX. 10.
Sphenostylis Kerstingii Harms, Engl. J. XXXIII. 176. Togol.
S. holosericea (Welw. sub Vigna) Harms l. c. 177. Angola.
Tephrosia Clementii Skan, Icon. pl. t. 2729. N.-W.-Austral.
T. mossambicensis Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 948. Sambesi.
Trifolium scariosum Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 401. Wyom.
T. tenerum Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 81. Calif.
T. argentinense Spegazz. (1898), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 49. Argent.
Vicia sericella Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 89. Patag.
Vieillardia grandiflora Montrouz. = Castanospermum australe Cunningh. nach Beauvisage in Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 16. N.-Caled.

Digitized by Google

Vigna Neumannii Harms, Engl. J. XXXIII, 175. Gallahochl.
V. katangensis Wildem. Fl. Katang. 67. Congogeb.
V. capitata Wild. l. c. 67. t. 19. fig. 8—17.
Vignopsis lukafuensis Wildem. Fl. Katang. 69. t. 24. fig. 1—10. Congogeb.
Verwandt Vigna, aber der Griffel ist wenig oder nicht schief und kahl, nur unter der Spitze ist eine kleine Haarkrause. Nat. Pflzf. III. (3). 388. n. 426a.

Linaceae.

Hugonia Baumannii Engl. in Jahrb. XXXII, 104. Togo.
H. micans Engl. l. c. 105. Gabum.
H. villosa Engl. l. c. 105. Angola, Congogeb.
H. gabunensis Engl. l. c. 105. Gabun.
H. acuminata Engl. l. c. 106. Kamerun.
H. reticulata Engl. l. c. 107. Congogeb.
H. orientalis Engl. l. c. 107. Sofala-Gasaland.
Lepidobotrys Staudtii Engl. im Jahrb. XXXII. 108. Kamerun.
Unterscheidet sich von den anderen Gattungen der Linaceen durch die traubigen, in der Jugend zapfenartigen Blütenstände; auch die kurzen Griffelschenkel sind bemerkenswert. Nat. Pflzf. III (4) 35. n. 9a.
Linum Karoi Freyn, Österr. bot. Zschr. LIII, 15. Sibirien.
Nectaropetalum Carvalhoi Engl. im Jahrb. XXXII. 109. Mossambik.
Eine ganz eigenartige Gattung, deren Stellung erst nach der Kenntnis der Früchte sicher bestimmt werden kann. Nat. Pflzf. III (4) 35. n. 9b.
Phyllocosmus Dewevrei Engl. in Jahrb. XXXII. 109. Congo. (Ochthocosmus africanus de Wild. et Dur. non Hk.)
P. senensis (Klzsch. ms.) Engl. l. c. Trop. Afr.

Loranthaceae.

Beccarina xiphostachya v. Tiegh. Journ. de bot. XVI. 5. Borneo.
Von allen Dendrophthoraceen in Sinne v. Tieghems zu trennen durch den dolchartigen Fortsatz der Inflorescenzachse über die Blüten hinaus.
Loranthus Dekindtianus Engl. im Jahrb. XXXII, 129. Angola.
L. glaucophyllus Engl. l. c. 129. Ang.
Macrosolen Beccarii v. Tieghem in Becc. Borneo 518 (Pi. Bo. n. 610).

Loasaceae.

Hesperaster nudus (Pursh sub Bartonia) Cockerell (1901), Torreya 1, 148.
H. Rusbyi (Wooton sub Mentzelia) Cock. l. c. 148.
H. nudicaulis (Dougl. sub Bart.) Cock. l. c. 148.
H. multiflorus (Nutt. sub Bart.) Cock. l. c. 148.
H. perennis (Woot. sub Mentz.) Cock. l. c. 148.
H. pumilus (Torr. et Gr. sub Mentz.) Cock. l. c. 148.
H. chrysanthus (Engelm. sub Mentz.) Cock. l. c. 148.
H. densus (Greene sub Mentz.) l. c. 48.
H. decapetalus (Sims) Cockerell (1901) Torreya, Dez. (Mentzelia decapetala Urb. et Gilg.).
H. Rusbyi (Wooton) Cocker. l. c.
H. strictus Osterhout, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 174. Color.
H. speciosus (Osterh. sub Mentzelia) Osterh. l. c. 174.

Digitized by Google

Loasa patagonica Speg. = Cajophora patagonica Gilg. et Urb. nach Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Seg. 55. Patag.
L. Bergii Hieron. = C. scandens Mey. var. orientalis Gilg. et Urb. l. c. 55.
L. pinnatifida Speg. non Gill. = Loasa patagonica Gilg. et Urb. l. c. 55.
L. argentina Gilg et Urb. l. c. 55 (L. pinnatifida Gill. var. gracilis Speg.)

Lythraceae.

Cuphea urens Koehne, Symb. antill. III. 829. W.-Ind.
C. ovalifolia (Chod.) Koehne, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 401. Parąg. (C. mesostemon var. Chod.)
C. Hassleri Koehne l. c. 401. Parag.
Lythrum Curtissii Fernald, Bot. Gaz. XXXIII. 154. Georgia.

Malpighiaceae.

Acridocarpus glaucescens Engl. Ann. ist. bot. Roma IX. 253. Somali.
A. katangensis Wildem. Fl. Katang. t. 1. 27. Congogeb.
Byrsonima lucidula Hub. Bol. mus. Para III. 428. Brasil.
Hiraea obovata Hub. Bol. mus. Para III. 424. Brasil.
Mascagnia Buchii Urb. (1901), Symb. ant. II. 452. Haiti.

Malvaceae.

Abutilon pseudoangulatum Hochreut. Ann. conserv. Genève VI. 18. Madag. (Sida macrophylla Hils. et Boj. non St. Hil. et Naud.)
A. Pringlei Hochr. l. c. 14. Arizona.
A. leucophaeum Hochr. l. c. 15. Portorico.
A. abutiloides Garcke = A. Jacquinii G. Don nach Hochr. l. c. 22.
A. subpapyraceum Hochr. l. c. 28. St. Thomas, W.-Ind. (A. lignosum Egg. non Rich.)
A. lauraster Hochr. l. c. 24. Madag.
A. austro-africanum Hochr. l. c. 25. Hererol.
A. parvifolium Hochr. l. c. 26 (A. melanocarpum var. St. Hil. et Naud.).
A. cyclonervosum Hochr. l. c. 27. Boliv.
A. pycnodon Hochreut. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1001. D. S.-W.-Afr.
Althaea micrantha Wiesb. = A. officinalis L. var. Hochr. Ann. conserv. Genève VI. 31.
A. kragejuvacensis Pančič = A. armeniaca Ten. nach Hochr. l. c. 31.
Bastardia bivalvis Garcke in Pl. Sint. = Abutilon umbellatum Sw. nach Hochreut. in Ann. conserv. Genève VI. 42.
Briquetia ancylocarpa Hochreut. Ann. conserv. Genève VI. 11. t. 1. fig. 1—6. Parag.

Verwandt Sida, aber Karpidien am Grunde des Rückens mit 2 nach oben eingekrümmten spornförmigen Anhängen. Nat. Pflzf. III (6). 43. n. 17a.

Cienfuegosia affinis (H. B. K. sub Hibiscus) Hochreut. Ann. cons. Genève VI. 54. Synonym. s. Origin.
C. Benthamii Hochr. l. c. 55 (Fug. punctata Bth. non Turcz., Gossyp. Cunninghamii Tod.)
C. cuneiformis (Benth. sub Fug.) Hochr. l. c. 55.
C. flaviflora (F. v. M. sub Fug.) Hochr. l. c. 56.
C. Gerrardii (Harv. sub Fug.) Hochr. l. c. 56.
C. gossypioides (R. Br. sub Sturtia) Hochr. l. c. 56.
C. hakeifolia (Giord. sub Gossyp.) Hochr. l. c. 56. Synom. s. Orig.

Digitized by Google

C. latifolia (Benth. sub Fug.) Hochr. l. c. 57.
C. populifolia (Benth. sub Fug.) Hochr. l. c. 57.
C. Robinsonii (F. v. Müll. sub Fug.) Hochr. l. c. 57.
C. subprostrata Hochr. l. c. 57. Parag.
C. thespesioides (Benth. sub Fug.) Hochr. l. c. 58.
C. triphylla (Harv. sub Fug.) Hochr. l. c. 59.
Cristaria (?) Kuntzei Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 245. Patag. (C. patagonica O. Ktze. non Phil.)
Gaya hermannioides H. B. K. = G. calyptrata H. B. K. var. Hochreut. Ann. cons. Genève VI. 41.
Gossypium triphyllum (Harv. sub Fugosia) Hochreut. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1004.
Hibiscus Baumii Gürke = Pavonia hirsuta Hochreut. Ann. conserv. Genève. VI. 46.
H. huillensis Hi., H. Liebrechtsianus Wild. et Dur., H. rhodanthus Gürke = H. Welwitschii Hi. nach Hochr. l. c. 47.
H. Debeerstii Wild. et Dur. = H. micranthus L. f. nach Hochr. l. c. 47.
H. Eetveldeanus Wild. et Dur. = H. surattensis L. var. Hochr. l. c. 49.
H. Hasslerianus Hochr. l. c. 51. Parag.
Malvastrum elatum Cockerell, Bull. South. Calif. Acad. I, 107 (M. coccineum var. E. G. Baker).
M. dissectum (Nutt. sub Sida) Aven Nels. Bot. Gaz. XXXIV. 24. V. St. Am.
M. Cockerellii A. Nels. l. c. 24 (M. dissectum Cock. non Nutt.).
M. elatum A. Nels. l. c. 25 (M. coccineum var. E. G. Bak.).
M. linoides Hieron. = Cristaria linoides Speg. (1901) nach Ac. soc. cient. XLVII. Sep. 20.
Pavonia vespertilionacea Hochreut. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1002. D. S.-O.-Afr.
P. pulchra Hochreut. Ann. cons. Genève VI. 42. Parag., wie die folg.
P. belophylla Hochr. l. c. 48.
P. rhodantha Hochr. l. c. 44.
P. macrotis Bak. = Kosteletzkya velutina Garcke nach Hochr. l. c. 58.
Periptera punicea DC. = Anoda rubra (Ten. sub Sida) Hochreut. Ann. cons. Genève VI. 42.
Sida Dinteriana Hochreut. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1001. D. S.-W.-Afr
S. heterosperma Hochst. = Wissadula periplocifolia Prsl. var. nach Hochr. Ann. Genève. VI. 28.
S. Luciana P. DC. = Wiss. peripl. var. Hochr. l. c. 29.
S. Hassleri Hochr. l. c. 38. Parag.
S. anomala St. Hib. = S. ciliaris L. var. nach Hochr. l. c. 85.
S. Boivinii Hochr. l. c. 40. Madag.
S. Ameghinoi Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. 20. Patag.
S. linoides (Hieron. sub Malvastr.) Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 245. Patag.
S. chubutensis Speg. l. c. 246.
S. tehuelches Speg. l. c. 247.
Sidalcea rostrata Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 80. Calif.
Sphaeralcea lobata Woton, S. perpallida Cocker., S. variabilis Cock. = Sphaeralcea Fendleri var. Cockerell, Bull. South. Calif. Acad. I. 106—107.
S. australis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 349. Patag.
S. patagonica (Niederl. sub Malva) Speg. l. c. 251.

Digitized by Google

Wissadula Hassleriana Chod. = Abutilon ramiflorum St. Hil. nach Hochr. Ann. cons. Genève VI. 16.
W. oligoneura Chod. = W. periplocifolia Prsl. typ. nach Hochr. l. c. 28.
W. hernandioides Garcke = W. peripl. Prsl. var. nach Hochr. l. c. 29.
W. sordida Hochr. l. c. 29. Bolivia.
W. gracilis Hochr. l. c. 80. Mex.

Melastomataceae.

Dissotis Proschii Briq. Ann. conserv. Genève. VI. 5. Ober-Sambesi.
Miconia Theresae Cogn. in Prinz. Therese v. Bayern Reise Beih. Bot. C. XIII. 80. t. 2. fig. 1. 2. Ecuador.
Muriria Helleri N. L. Britton, Torreya II. 10. Porto Rico.
Osbeckia Crepiniana Cogn. (1898), Illustr. fl. Congo l. 28. t. 12. Congogeb.

Meliaceae.

Aglaia trichostemon Becc. Borneo 574.
Carapa borneensis Becc. Borneo 574 (Pi. Bo. n. 8995).
Guarea Tuerckheimii Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 250. Guatem.
Khaya euryphylla Harms, Notizb. Berl. Gart. III. 169. Kamerun.

Monimiaceae.

Mollinedia Pinchotiana Perkins in Engl. Jahrb. XXXI. 748. Costarica.
M. chrysolaena Perk. l. c. 744. Bras.
M. costaricensis Perk. l. c. 744. Costarica.
M. costaricensis Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 257. Guatem.
Palmeria gracilis Perk. in Engl. Jahrb. XXXI. 745. N.-Guinea.
Siparuna Tonduziana Perk. in Engl. Jahrb. XXXI. 746. Costarica.
S. chrysothrix Perk. l. c. 746.
S. grisea Perk. l. c. 747.

Moringaceae.

Moringa Ruspoliana Engl. Ann. ist. bot. Roma IX. 250. Somali.
M. Hildebrandtii Engl. l. c 250. Madag.
M. longituba Engl. l. c. 251. Somali.

Myrtaceae.

Ballardia elegans Montrouz. = Metrosideros elegans Beauvisage, Ann. soc. bot. Lyon. XXVI. 89. N.-Caled.
Draparnandra multiflora Montrouz. = Xanthostemon multiflorum Beauvisage, Ann. soc. bot. Lyon. XXVI. 46. N.-Caled.
Eugenia le Huntei Mans. Bail. Queensl. agric. journ. 1901. p. 411. N.-Guinea.
E. riparia Becc. Borneo 524 (Pi. Bo. n. 8880).
Mooria artensis Montrouz. bei Beauv. in Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 84 (Cloezia floribunda, ligustrina Br. et Gr.). N.-Caled.
Syzygium cleyerifolium (Yatabe sub Eugenia) Makino, Bot. mag. Tokyo XVI. 15. Japan.
S. neriifolium Becc. Borneo 524 (Pi Bo. n. 8862).

Myzodendraceae.

Myzodendrum patagonicum Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 161. Patagon.

Nyctaginaceae.

Abronia cladophylla Aven Nels. Bot. Gaz. XXXIV. 864 (A. arenaria Rydb. non Menz.).
A. glandulifera A. Nels. l. c. 864. Rocky Ms.

Digitized by Google

Abronia nudata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 683. Montana.
A. pumila Rydb. l. c. 688. Utah.
A. salsa Rydb. l. c. 684. Utah. (A. fragrans S. Wats. non Nutt.)
A. fallax Heimerl l. c. 684. Utah.
A. glabra Rydb. l. c. 685. Color.
A. lanceolata Rydb. l. c. 685. Idaho.
Acleisanthes nummularia Marc Jones, Mammoth. record print., Robinson, Utah 1902. 1. June. V. St. N.-A.
Allionia pilosa (Nutt. sub Calymenia) Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 690. Wiscons., Tex., Louis.
A. bracteata Rydb. l. c. 690. Miss., Alab.
A. lanceolata Rydb. l. c. 691. Color. (A. albida Rydb. non Walh.)
A. divaricata Rydb. l. c. 691. Color., Arg.
Allioniella oxybaphoides (A. Gr. sub Quamoclidion) Rydberg, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 686. Color.-Mex.
Verwandt Quamoclidion, hat aber offenes Perianth, nur 8 Staubgefässe und flache Hülle. Nat. Pflzf. III (1b). 25. n. 5b.
Boerhaavia ramulosa Marc Jones, Mammoth record print., Robinson, Utah 1902. 1. June. V. St. N.-A.
B. intermedia M. J. l. c.
Oxybaphus cretaceus Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 538. Argent.
Quamoclidion laeve (Bth. sub Oxybaph.) Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX, 687. Calif.
Vieillardia austro-caledonica Brongn. et Gris. = Timeroyea artensis Montrouz. nach Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon. XXVI. 77. N.-Caled.

Nymphaeaceae.

Nymphaea variegata (Engelm.) G. S. Miller, Proc. biol. soc. Wash. XV. 11. t. 2. fig. 1. V. St. A.

Ochnaceae.

Ancuratea*) longifolia (Lam.) v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 225. Guadeloupe.
A. hemiodonta v. Tiegh. l. c. 226 (U. semiserrata var. persistens Engl.).
Bisetaria Lecomtei (v. T. sub Uratea) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 294. Franz. Congogeb.
Brackenridgea Forbesii v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 895. N.-Guinea.
B. Kingii v. T. l. c. 895. Malakka. (B. Hookeri King.)
B. corymbosa v. T. l. c. 896 (B. Hookeri var King).
B. perakensis v. T. l. c. 896 (B. Hookeri King).
B. rubescens v. T. l. c. 896.
Campylochnella Thollonii v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 401. Franz. Congogeb.
C. arenaria (Wild. et Dur.) v. T. l. c. 402. Congogeb.
C. angustifolia (Engl. et Gilg) v. T. Angola.
Campylophora australiana (F. v. Muell.) v. Tieghem, Ann. sc. nac. VIII. sér. XVI. 404. Queensl.
Campturatea Leblondii v. Tieghem Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 205. Guiana. (U. guianensis P. DC. non Aubl.)

*) Van Tieghem hat durch die Aufstellung der folgenden Gattungen das System der Ochnaceen von Grund aus geändert; eine Einreihung in die Nat. Pflzf. wäre zwecklos. Die Charaktere der Gattung können hier nicht aufgeführt werden, sie müssen im Original nachgelesen werden. K. Sch.

Digitized by Google

C. persistens (St. Hil. sub Gomphia) v. T. l. c. 212. Brasil.
C. semiserrata (Mart. et Nees sub Gomphia) v. T. l. c. 218. Brasil.
C. spinulosa (Urb.) v. T. l. c. 214. Antill., wie die folg.
C. ilicifolia (P. DC.) v. T. l. c. 214.
C. cinerea v. T. l. c. 214.
C. elliptica (A. Rich.) v. T. l. c. 214.
C. revoluta (Wright) v. T. l. c. 214.
C. agrophylla v. T. l. c. 214.
C. striata v. T. l. c. 214.
Campylocercum striatum v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 304. Tonkin.
C. Zollingeri v. T. l. c. 304 (Gomph. sumatrana Zoll.).
Campylosperma obtusifolium (Lam.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 297. Madag.
C. laevigatum (Vahl) v. T. l. c. 297.
C. persicifolium (Bak.) v. T. l. c. 298.
C. sumatranum (Jack.) v. T. l. c. 298. Sumatra.
C. angustifolium (Vahl) v. T. l. c. 298. Ost-Indien.
C. Dybovskii v. T. l. c. 298. Franz. Congogeb.
C. angulatum (P. DC.) v. T. l. c. 300. Madag.
C. Hildebrandtii (Baill.) v. T. l. c. 300.
C. Humblotii (Baill.) v. T. l. c. 300.
C. deltoideum (Bak.) v. T. l. c. 301.
C. borneense (Barteletti) v. T. l. c. 301. Borneo.
C. Beccarianum (Bart.) v. T. l. c. 301.
C. nigrinerve v. T. l. c. 302 (U. angulata Baill. p. p.). Madag.
C. Baronii v. T. l. c. 302 (G. obtusifolia Bak. p. p.).
C. brevifolium v. T. l. c. 302.
C. rubrum v. T. l. c. 302.
C. Cloiselii v. T. l. c. 302.
C. revolutum v. T. l. c. 302.
C. Rutenbergii v. T. l. c. 302 (Gomph. angulata Buchen.).
Cercanthemum dependens (P. DC.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 306. Madag.
C. reflexum v. T. l. c. 306 (U. depend. Baill. p. p.).
C. Hoffmannii v. T. l. c. 306 (G. depend. Hoffm.).
C. anceps (Bak.) v. T. l. c. 307.
C. lanceolatum (Bak.) v. T. l. c. 307.
C. squamiferum v. T. l. c. 307.
C. amplexicaule (Hoffm.) v. T. l. c. 308.
C. Sacleuxii v. T. l. c. 308. Sansibark.
Cercinia brevis v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 310. Tonkin.
C. Thorelii v. T. l. c. 310. Cochinchina.
Cercuratea oliviformis (St. Hil.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 271. Brasil.
C. glaucescens (St. Hil.) v. T. l. c. 271.
C. tenuifolia (Engl.) v. T. l. c. 271.
C. venulata v. T. l. c. 272 (Gomp. oliviformis Pl. ex. p.).
C. Bassae v. T. l. c. 272 (U. pirif. Engl. et U. aquatica Engl. p. p.).
C. Chaffanjonii v. T. l. c. 272. Venez.
C. laxa v. T. l. c. 273. Venez.

Digitized by Google

Cercuratea cuspidata (St. Hil.) v. T. l. c. 276. Brasil.
C. curvata (St. Hil.) v. T. l. c. 276.
C. aemula (Pohl) v. T. l. c. 276.
C. glomerata (Pohl) v. T. l. c. 276.
C. Fieldingiana (Gardn. et Field.) v. T. l. c. 276.
C. rotundifolia (Gardn. et Field.) v. T. l. c. 276.
C. Schomburgkii (Pl.) v. T. l. c. 276.
C. erythrocalyx (Spruce) v. T. l. c. 276 (C. inundata Engl. var.).
C. caudata (Engl.) v. T. l. c. 276.
C. verruculosa (Engl.) v. T. l. c. 276.
C. ferruginea (Engl.) v. T. l. c. 276.
C. Magdalenae (Tr. et Pl.) v. T. l. c. 276. Columbia.
C. alternifolia (A. Rich.) v. T. l. c. 277. Cuba.
C. Orbignyana v. T. l. c. 277. Boliv.
C. repens v. T. l. c. 277. Brasil.
C. acuta v. T. l. c. 277.
C. brevipes v. T. l. c. 277.
C. Grosourdyi v. T. l. c. 278. Venez.
C. impressa v. T. l. c. 278. Cayenne.
C. Melinonii v. T. l. c. 278.
Dasuratea Balansaei v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 240. Parag.
D. Hassleriana (Chod.) v. T. l. c. 241.
Diphyllanthus Duparquetianus (Baill.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 816. Gabun.
D. corymbosus (Engl.) v. T. l. c. 817. Gabun.
Diphyllopodium Klainei v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 813. Gabun.
D. Zenkeri (Engl.) v. T. l. c. 815. Kamerun.
Diporidium*) Sacleuxii v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 854. Sansibark.
D. Pervilleanum (Baill.) v. T. l. c. 855. Madag.
D. serratifolium (Bak.) v. T. l. c. 855.
D. vaccinioides (Bak.) v. T. l. c. 855.
D. leucophloeos (Hochst. ms.) v. T. l. c. 855. Abyss.
D. micropetalum (Hochst. ms.) v. T. l. c. 855.
D. ardisioides (Webb.) v. T. l. c. 855.
D. macrocalyx (Oliv.) v. T. l. c. 856. Mosamb.
D. purpureo-costatum (Engl.) v. T. l. c. 856. D. O.-Afr.
D. prunifolium (Engl.) v. T. l. c. 856.
D. Holstii (Engl.) v. T. l. c. 856.
D. acutifolium (Engl.) v. T. l. c. 856.
D. Schweinfurthianum (O. Hoffm.) v. T. l. c. 856.
D. Decaisnei (v. T.) v. T. l. c. 856. Timor.
D. rubrum v. T. l. c. 856. Madag.
D. Greveanum v. T. l. c. 857 (Uratea ciliata Baill. p. p.).
D. Baillonii v. T. l. c. 857.
D. Mac Owanii v. T. l. c. 857 Cap. (Ur. atropurpurea M. Owan.)
D. Hoepfneri (Engl. et Gilg ms.) v. T. l. c. 858. Kunenegeb.
D. Vahlii v. T. l. c. 858. O.-Ind. (Ur. parvifolia Wall. p. p.)
D. inerme (Forsk.) v. T. l. c. 858. Arabien.

* Diporidium ist schon von Wendland aufgestellt und enthält noch 4 Arten vom Cap.
K. Schumann.

Digitized by Google

Diporidium strictum (Colebr. ms. sub Uratea) v. T. l. c. 859. Ind.
D. Wightianum (Wall.) v. T. l. c. 859.
D. Baronii v. T. l. c. 859. Madag.
D. zanguebaricum v. T. l. c. 859. Sansibark.
D. fallax v. T. l. c. 859. Ober-Sambesi.
D. Goetzei v. T. l. c. 859. D. O.-Afr. (Uratea atropurp. Engl.)
D. Schimperi v. T. l. c. 860. Abyss.
D. pulocondorense v. T. l. c. 860. Hint.-Ind.
D. purpureum v. T. l. c. 860. Cap. (Ur. atropurp. auct.)
D. uniflorum v. T. l. c. 860. Cap. (Ur. multifl. auct.)
D. leiocladum v. T. l. c. 860 (Uratea multifl. auct).
Diporochna membranacea (Oliv.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 389. Nigergeb.
D. Oliveri v. T. l. c. 390 (Ur. membranacea Oliv. p. p.).
D. Hiernii v. T. l. c. 890. Angola. (Ur. membran. Hi.)
D. rubescens v. T. l. c. 890 (O. membran. Hi.).
D. Gilgii (Engl. ms.) v. T. l. c. 891. Kamerun.
D. panniculata v. T. l. c. 891. Gabun.
D. latisepala v. T. l. c. 891. Franz. Congogeb.
D. Brazzaei v. T. l. c. 891.
D. Duparquetii v. T. l. c. 891. Süd-Guinea.
D. Quintasii v. T. l. c. 892. S. Thome. (O. membr. hb. Lisb.)
Discladium lucidum (Lam.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 851. Ost-Indien.
D. obtusatum (P. DC.) v. T. l. c. 851.
D. Wallichii (Pl.) v. T. l. c. 851.
D. mossambicensis (Kl.) v. T. l. c. 851. Mosamb.
D. Bernieri (Baill.) v. T. l. c. 851. Madag.
D. comorensis (Baill.) v. T. l. c. 851. Comoran.
D. Planchoni v. T. l. c. 851. Ceylon. (Ur. nitida Pl. non Thbg.)
D. Harmandii v. T. l. c. 851. Laos.
D. Humblotii v. T. l. c. 852 (Ur. ciliata Baill.). Madag.
D. Chapelieri v. T. l. c. 858 (Ur. ciliata Baill.). Madag.
Diuratea cardiosperma (L. Cl. Rich.) v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 227. Cayenne.
D. surinamensis (Planch.) v. T. l. c. 229. Surinam.
D. sculpta v. T. l. c. 229. Surinam.
Elvasia Sprucei v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 409. Brasil. (E. calophylla Engl. p. p.)
E. Schomburgkii v. T. l. c. 409 (E. calophylla Engl. pp.)
Exomicrum glaberrimum (P. de B.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 888. Nigergeb.
E. congestum (Oliv.) v. T. l. c. 888. Sierra Leo.
E. Oliveri v. T. l. c. 888 (Gomphia congesta Oliv. p. p.). Congogeb.
E. coriaceum (Wild. et Dur.) v. T. l. c. 889.
E. pellucidum (W. et D.) v. T. l. c. 889.
E. densiflorum (W. et D.) v. T. l. c. 889.
E. Brazzaei v. T. l. c. 889.
E. Quillui v. T. l. c. 889.
E. triangulare v. T. l. c. 889.

Digitized by Google

Exomicrum djallonense v. T. l. c. 840. Franz. Guin.
E. excavatum v. T. l. c. 840. Kamerun. (Uratea glaberrima.)
E. glaucum v. T. l. c. 840 (Ur. congesta p. p.).
E. membranaceum v. T. l. c. 840 (Ur. congesta p. p.).
E. sulcatum v. T. l. c. 840 (Ur. reticulata p. p.).
E. lolodorfense v. T. l. c. 840 (Ur. reticulata p. p.).
E. foliosum v. T. l. c. 840 (Ur. reticulata p. p.).
E. axillare (Oliv.) v. T. l. c. 841. Span. Gabun.
Gymnuratella pendula (Poepp.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 291. Peru.
Hemiuratea pulchella (Pl.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 242. Brasil.
H. elegans v. T. l. c. 242.
Heteroporidium arabicum v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 878. Arabien.
H. abyssinicum v. T. l. c. 878. Abyss.
Hostmannia essequibensis (Engl.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 414. Surinam.
H. Sagotii v. T. l. c. 414 (H. elvasioides Sagot).
Isuratea humilis (St. Hil.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 266. Brasil.
I. spectabilis (Mart.) v. T. l. c. 267.
Micruratea cassinifolia (P. DC.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 281. Brasil.
M. microdonta (Benth.) v. T. l. c. 281.
M. violacea v. T. l. c. 282.
M. Glaziovii v. T. l. c. 282.
M. pygmaea v. T. l. c. 283.
Monelasmum reticulatum (P. de Beauv.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 327. Nigergeb.
M. squamosum (P. DC.) v. T. l. c. 327. Sierra Leo.
M. flavum (Schum. et Thonn.) v. T. l. c. 327.
M. macrocarpum (Hook.) v. T. l. c. 327.
M. Turnerae (Hook.) v. T. l. c. 327.
M. Vogelii (Hook.) v. T. l. c. 327.
M. micranthum (Hook.) v. T. l. c. 327.
M. Poggei v. T. l. c. 328 (Uratea reticulata var. Engl.). Congogeb.
M. Schweinfurthii v. T. l. c. 328 (do.). Ghasalquellgeb.
M. angustifolium v. T. l. c. 328 (do.). Gabun.
M. andongense v. T. l. c. 328. Angola. (Ur. reticulata var. Hi.)
M. nutans v. T. l. c. 328. Ang. (do.)
M. Hiernii v. T. l. c. 328. Ang. (Ur. retic. var. Poggei Engl.)
M. Dupuisii v. T. l. c. 328. W.-Afr.
M. Heudelotii v. T. l. c. 329. Seneg. (Ur. squamosa Baill. p. p.)
M. djallonense v. T. l. c. 329.
M. discolor v. T. l. c. 329. Sierra Leo. (Ur. squam. Baill. p. p.)
M. elegans v. T. l. c. 329. W.-Afr. (Uratea retic. Baill. p. p.)
M. interruptum v. T. l. c. 329. Ins. do Principe.
M. plicatum v. T. l. c. 329. Gabun. (Ur. retic. Baill. p. p.)
M. fuscum v. T. l. c. 330. Franz. Congogeb.
M. glomeratum v. T. l. c. 330.
M. strictum v. T. l. c. 330.
M. Lervyanum v. T. l. c. 330.

Digitized by Google

Monelasmum Dybovskii v. T. l. c. 880.
M. Lecomtei v. T. l. c. 881.
M. Klainei v. T. l. c. 831.
M. Pobequinii v. T. l. c. 881. Elfenbeinküste.
M. persistens v. T. l. c. 881.
M. acutum v. T. l. c. 881.
M. glaucum v. T. l. c. 882.
M. Paroissei v. T. l. c. 882. Franz. Guinea.
M. viride v. T. l. c. 882.
M. flexuosum v. T. l. c. 882.
M. Maclaudii v. T. l. c. 882.
M. konakrense v. T. l. c. 882.
M. Thoirei v. T. l. c. 882.
M. Chevalieri v. T. l. c. 888.
M. spiciforme v. T. l. c. 888.
M. pungens v. T. l. c. 888.
M. costatum v. T. l. c. 888. Kamerun. (Uratea reticul. var.)
M. umbricola (Engl.) v. T. l. c. 888.
M. Zenkeri v. T. l. c. 884 (Ur. reticul. var.).
M. macrophylla v. T. l. c. 884 (Ur. gigantophylla Engl.)
M. setigerum v. T. l. c. 884 (Ur. retic. var.).
M. sulcatum v. T. l. c. 884 (Ur. retic. var.).
M. Marquesii v. T. l. c. 884. Mossam.
M. Souzaei v. T. l. c. 885. Ob.-Guin. (Ur. Vogelii var.)
M. bolamense v. T. l. c. 885 (M. retic. var. Engl.).
M. Molleri v. T. l. c. 885. S. Thomé. (Ur. reticulata var.)
M. thomense v. T. l. c. 885 (do.).
M. Henriquesii v. T. l. c. 885 (do.).
M. Engleri v. T. l. c. 885 (U. glaberrima Engl. p. p.).
Monoporidium cornutum v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 866 (unbekannter Herkunft, kult. Paris).
Notocampylum Mannii (Oliv.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 311. Fernando Po.
N. Oliveri v. T. l. c. 811 (Gomphia Mannii var. brachypoda Oliv.).
N. decrescens v. T. l. c. 812. Franz. Sudan.
N. Chevalieri v. T. l. c. 812.
Noturatea inundata (Spruce ms.) v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 220. Brasil.
N. recurva v. Tiegh. l. c. 220. Mex.
Notochnella fascicularis (Blanco) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 408. Philipp.
Ochna Dekindtiana Engl. et Gilg, in Jahrb. XXXII. 135. Angola.
O. angustifolia Engl. et Gilg, l. c. 185. Ang.
O. Decaisnei v. Tiegh. Bull. mus. 1902. p. 49. Timor.
O. Palisotii v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 884. Nigergeb.
O. fragrans v. T. l. c. 884. Senegal.
O. coriacea v. T. l. c. 884. Gabun.
O. Griffoniana v. T. l. c. 884. Gabun.
O. Mannii v. T. l. c. 885. Nigergeb.
O. tenuipes v. T. l. c. 885. Liberia.

Digitized by Google

Ochnella Boiviniana (Baill.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 844. Madag.
O. brachypoda (Baill.) v. T. l. c. 844.
O. leptoclada (Oliv.) v. T. l. c. 844. Mosamb.
O. ovata (F. Hoffm.) v. T. l. c. 844. Afr. Seengeb.
O. humilis (Engl.) v. T. l. c. 844. Nyassal.
O. Mechowiana (O. Hoffm.) v. T. l. c. 844. Angola.
O. (?) pygmaea (Hi.) v. T. l. c. 845.
O. Afzelii (R. Br.) v. T. l. c. 845. Sierra Leone.
O. Dekindtiana (Engl. et Gilg) v. T. l. c. 845. Angola.
O. tenuis v. T. l. c. 845. Franz. Nigergeb.
O. rhizomatosa v. T. l. c. 845.
O. alba v. Tiegh. l. c. 846.
Piluratea ovalis (Pohl) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 238. Brasil.
P. glabrifolia (Pl.) v. T. l. c. 239.
Pleuratea pubescens (St. Hil. et Tul.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 248.
Pleuroridgea zanguebarica (Oliv.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 399. Sansibar.
P. alboserrata (Engl.) v. T. l. c. 400. Mombassa.
P. Stuhlmannii (Engl.) v. T. l. c. 400. Centralafr. Seengeb.
P. Lastii v. T. l. c. 400. Nyassal.
Plicuratea parviflora (P. DC.) v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 222. Brasil., wie die folg.
P. Luschnathiana (Steud. ms.) v. Tiegh. l. c. 223.
P. Gaudichaudii v. Tiegh. l. c. 228.
P. bicolor v. Tiegh. l. c. 223.
P. Riedelii v. Tiegh. l. c. 224.
Polyochnella mauritiana (Lam.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 348. Maurit.
P. integrifolia (Sieb.) v. T. l. c. 348.
P. Welwitschii (Rolfe) v. T. l. c. 348. Angola.
P. gracilipes (Hi.) v. T. l. c. 348.
P. brevipes v. T. l. c. 348. Maurit.
P. Barteri v. T. l. c. 348. Nigergeb.
P. Buchneri (sphalm. Büchneri) v. T. l. c. 348 (Ur. leptoclada hb. Berl.).
P. punctulata v. T. l. c. 348. Congogeb.
P. congensis (Gilg ms.) v. T. l. c. 349. Congogeb.
Polytheorium ciliatum (Lam.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 367. Madag.
P. madagascariense (P. DC.) v. T. l. c. 367.
P. polycarpum (Bak.) v. T. l. c. 367.
P. andravinense (Baill.) v. T. l. c. 368.
P. obovatum (Baill.) v. T. l. c. 368.
P. Humblotianum (Baill.) v. T. l. c. 368.
P. emarginatum v. T. l. c. 368 (Ochna parvifolia Baill. non Vahl).
P. pulchrum (Hook.) v. T. l. c. 368. Cap.
P. Kirkii (Oliv.) v. T. l. c. 368. Sansibar.
P. Fischeri (Engl.) v. T. l. c. 368. D. O.-Afr.
P. splendida (Engl.) v. T. l. c. 368. Ulugura.

Digitized by Google

Polythecium Carvalhoi (Engl.) v. T. l. c. 868. Mosamb.
P. nitidum (Thbg.) v. T. l. c. 869. Vord.-Ind.
P. cordatum (Thw.) v. T. l. c. 869. Ceylon.
P. Moonii (Thw.) v. T. l. c. 869.
P. rufescens (Thw.) v. T. l. c. 869.
P. Thwaitesii v. T. l. c. 860 (Uratea squarrosa Thw. non L.).
P. Bakeri v. T. l. c. 869 (Ur. ciliata Bak. non Lam.). Madag.
P. Baronii v. T. l. c. 869.
P. lucens v. T. l. c. 870 (Ur. ciliata O. Hffm.).
P. macranthum v. T. l. c. 870 (do.).
P. lokobense v. T. l. c. 870 (do.).
P. contortum v. T. l. c. 370 (O. ciliata Baill.).
P. integrifolium v. T. l. c. 371 (do.).
P. rubrum v. T. l. c. 371 (do.).
P. Richardii v. T. l. c. 871.
P. longipes v. T. l. c. 871 (do.).
P. Grandidieri v. T. l. c. 871 (do.).
P. Hildebrandtii v. T. l. c. 872 (O. ciliata var. Engl.).
P. mucronatum v. T. l. c. 872. Sansibar.
P. spinulosum v. T. l. c. 372 (O. Kirkii Sail.).
P. pedunculatum v. T. l. c. 373. Vord.-Ind.
P. pumilum (Ham.) v. T. l. c. 873.
P. Griffithii v. T. l. c. 874.
P. Helferi v. T. l. c. 374.
P. pellucidum v. T. l. c. 374 (O. squarrosa Anders.).
P. Kingii v. T. l. c. 374 (O. squarrosa King.).
P. Thorelii v. T. l. c. 875 (O. squarrosa hb. Paris). Hinter-Ind.
P. cochinchinense v. T. l. c. 875.
P. Lefevrei v. T. l. c. 875.
P. inaequale v. T. l. c. 376.
Polyuratea hexasperma (St. Hil.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 268. Brasil.
P. Planchonii v. T. l. c. 268 (U. hexasp. var. Engl.).
P. polygyna (Engl.) v. T. l. c. 269.
P. subverticillata (Erh.) v. T. l. c. 269.
Porochna Hoffmannii-Ottonis (Engl.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 387. Angola. (O. pulchra O. Hffm. non Hook.)
P. huillensis (Engl. ms.) v. T. l. c. 887 (O. pulchra Hiern.).
P. Antunesii (Engl. ms.) v. T. l. c. 887. Angola.
Rhabdophyllum calophyllum (Hook.) v. Tieghem. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 821. Sierra Lone.
R. affine (Hook.) v. T. l. c. 821. Fern. Po.
R. discolor (Wright) v. T. l. c. 821. Kamerun.
R. Arnoldianum (Wild. et Dur.) v. T. l. c. 821. Belg. Congogeb.
R. refractum (Wild. et Dur.) v. T. l. c. 821.
R. panniculatum v. T. l. c. 821. Franz. Congogeb.
R. densum v. T. l. c. 322. Gabun.
R. nutans v. T. l. c. 322. Kamerun. (Uratea calophylla Engl. p. p.)
R. Preussii v. T. l. c. 822 (Ur. caloph. Engl. p. p.).
R. Quintasii v. T. l. c. 822. S. Thomé.

Digitized by Google

Rhabdophyllum Barteri v. T. l. c. 322. Nigergeb.
R. Staudtii v. T. l. c. 822. Kamerun. (Ur. acuminata var. Engl.)
R. Welwitschii v. T. l. c. 822. Angola. (Gomphia affinis Hi.)
R. umbellatum v. T. l. c. 828. Angola. (Gomphia affinis Hi.)
R. penicillatum v. T. l. c. 328. Angola. (Gomphia affinis Hi.)
R. rubrum v. T. l. c. 328. Congogeb.
R. Thollonii v. T. l. c. 828. Gabun.
R. longipes v. T. l. c. 328. Congogeb.
R. Viancinii v. T. l. c. 824. Congogeb.
R. angustum v. T. l. c. 824. Congogeb.
R. pauciflorum v. T. l. c. 824. Kamerun.
Seturatea stipulata (Vell.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 285. Brasil.
S. tridentata v. T. l. c. 285 (Uratea stipul. var. Engl.).
S. Vellozii v. T. l. c. 286 (Ur. stip. var. major. Engl.).
S. lata v. T. l. c. 286 (Ur. multiflora Engl. p. p.).
S. Glazioviana v. T. l. c. 287.
S. Weddelliana v. T. l. c. 287.*)
Spongiopyrena (Spongopyrena) elongata (Oliv.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 318. Fernando Po.
S. cyanescens v. T. l. c. 318. Gabun. (Ur. elongata Engl. p. p.)
S. reniformis v. T. l. c. 319. Kamerun. (Ur. elongata Engl. p. p.)
S. Staudtii v. T. l. c. 319. Kamerun. (Ur. elong. var. Engl.)
Stenuratea Wrightii v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 219. Nicaragua. (Gomphia nitida Wr. non Sw.)
Tetruratea Selloi (Pl.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 270. Brasil.
Trichovaretia canescens v. Tiegh., Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 411. Venezuela.
Trichuratea subvelutina (Planch.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 230. Brasil., wie die folg. (Uratea oleifera var. subvel. Engl.)
T. nana (St. Hil.) v. T. l. c. 281.
T. brachyandra (Pl.) v. T. l. c. 231.
T. oleifolia (St. Hil.) v. T. l. c. 281.
T. parvifolia (St. Hil.) v. T. l. c. 231.
T. nervosa (St. Hil.) v. T. l. c. 281.
T. Gardneri v. T. l. c. 281.
T. acuminata (P. DC.) v. T. l. c. 282.
T. floribunda (St. Hil.) v. T. l. c. 283.
T. salicifolia (St. Hil. et Tul.) v. T. l. c. 283.
T. laevis v. T. l. c. 288 (Ur. salicifolia var. latifolia Engl.).
T. vaccinioides (St. Hil.) v. T. l. c. 234.
T. Blanchetiana (Pl.) v. T. l. c. 234.
T. glabrescens v. T. l. c. 284 (Ur. parvifolia var. Engl.).
T. caulipila v. T. l. c. 284 (Ur. semiserr. var. persistens Engl. u. Ur. salicifol. var. latifolia Engl.).
T. gracilis v. T. l. c. 284.
T. rufidula (Pl.) v. T. l. c. 284 (Ur. Blanchetiana Engl. p. p.).
T. cearensis v. T. l. c. 285 (Ur. hexasperma Engl. p. p.).
T. costata v. T. l. c. 285 (Gomph. floribunda St. Hil. p. p.).
T. nitida (Sw.) v. T. l. c. 285.
T. Guildingii (Pl.) v. T. l. c. 286 (G. nitida Gris. non Sw.).

*) Vielleicht gehört auch hierher Gomphia Miersii Pl.

Digitized by Google

Uratea coriacea Wild. et Dew. (1901) Reliq. Dew. I. 86. Congogeb.
U. densiflora W. et D. l. c. 87. Congogeb.
U. Dewevrei W. et D. l. c. 87. Congogeb.
U. Tuerckheimii Donn. Sm. Bot. Gaz. XXX. III. 249. t. 10. Guatem.
U. Hassleriana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 740. Paraguay.
U. Lecomtei v. Tiegh. Bull. mus. 1902. p. 51. Franz. Congo.
U. decorans (Lem.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 255. Brasil. (U. oliviformis Engl. p. p. non Gomphia olivif. St. Hil.)
U. latifolia (Erh.) v. T. l. c. 255 (O. Fieldingiana Engl. p. p.).
U. Candollei (Pl.) v. T. l. c. 256 (U. guianensis Engl. p. p. non Aubl.).
U. jabotapita*) v. T. l. c. 256.
U. Candollei v. T. l. c. 256.
U. jamaicensis v. T. l. c. 257 (Uratea laurifolia Engl. p. p.).
U. pinetorum (Wright) v. T. l. c. 257.
U. Poeppigii v. T. l. c. 257. Peru.
U. Hilaireana v. T. l. c. 258 (Ur. castaneifolia St. Hil. non al.).
U. decipiens v. T. l. c. 258 (Ur. cuspidata St. Hil. p. p.).
U. plana v. T. l. c. 259. Brasil.
U. digitata v. T. l. c. 259.
U. angulata v. T. l. c. 259.
U. crenata (Spruce) v. T. l. c. 259 (Ur. acuminata Engl. p. p.).
U. densiflora (Spruce) v. T. l. c. 259 (Ur. acuminata Engl. p. p.).
U. Engleri v. T. l. c. 259 (Ur. acuminata Engl. p. p.).
U. attenuata v. T. l. c. 259 (Ur. acuminata Engl. p. p.).
U. Weddelliana v. T. l. c. 260.
U. palmata v. T. l. c. 260.
U. undulata v. T. l. c. 260 (Ur. subscandens Engl. p. p.).
U. disticha v. T. l. c. 260 (Ur. salicifolia var. latifolia Engl. p. p.).
U. cornuta v. T. l. c. 260 (Gomph. floribunda St. Hil. p. p.).
U. ramifera v. T. l. c. 261 (Gomph. floribunda St. Hil. p. p.).
U. angusta v. T. l. c. 261 (Gomph. floribunda St. Hil. p. p.).
U. Glaziovii v. T. l. c. 261.
U. marginata v. T. l. c. 261.
U. macrophylla v. T. l. c. 262.
U. heterodonta v. T. l. c. 262.
U. crassa v. T. l. c. 262 (Gomphia persistens St. Hil. p. p.).
U. cordata v. T. l. c. 262.
U. crispa v. T. l. c. 262.
U. boliviana v. T. l. c. 263. Bolivien.
U. denudata v. T. l. c. 263. Bolivien.
U. Leprieuri v. T. l. c. 263. Cayenne.
U. panamica v. T. l. c. 263. Panama.
U. Purdieana v. T. l. c. 263 (Ur. nitida Engl. et U. Guildingii Engl. p. p.)
Uratella mexicana (H. et Bpl.) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 289. Mexico.
U. Finlayi v. T. l. c. 290. St. Thomas.
U. Herminieri v. T. l. c. 290. Guadeloupe.

*) Der Name gründet sich auf Jabotapita Macrgr. (1698), der als vorlinnéisch keine Priorität beanspruchen kann; nach unseren Anschauungen muss U. Candollei v. T. den Namen U. jabotapita führen.

Digitized by Google

Vaccelia quinqueloba (Spruce) v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 409.
Villaratea spiriformis v. Tieghem, Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 240. Guiana.
Volkensteinia gigantophylla (Ehrh.) v. Tiegh. Ann. sc. nat. VIII. sér. XVI. 248. Brasil.

Oenotheraceae.

Anogra Nuttallii (Sweet sub Oenoth.) Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 868.
Epilobium punctatum Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 816. Japan.
Lavauxia Howardia (Jones sub Oenoth.) Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 868.
Oenothera Barbeyana Léveillé, Monogr. Oenoth. 48.
O. graminifolia Léveillé l. c. 42 (O. brachycarpa A. Gr. var.).
O. primuloidea Lév. l. c. 65.
O. Schimekii Lév. et Guffroy l. c. 119 (O. speciosa var. Nutt.).
O. taraxacifolia Lév. et Guffr. l. c. 78 (O. tarax. Sweet ex p.).
O. pygmaea Speg. (1901), An. soc. bient. Arg. XLVII. 58. Patag.
Zauschneria arizonica Davidson, Bull. South. Calif. Acad. I. 5. Arizona.

Olacaceae.

Scorodocarpus borneensis Becc. Borneo 574.
Heistera Trillesiana Pierre, Rev. cult. colon. XI. 258. Franz. Congo.

Oxalidaceae.

Oxalis coloradensis Rydb. Bull. Torr. cl. XXIX. 248. Colorado.
O. paraguayensis Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 788. Paraguay.
O. nahuelhuapiensis Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. 22. Patag.
O. stenophylla Speg. l. c. 28 (O. rubra St. Hil. var. patagonica Hieron.).

Papaveraceae.

Argemone rotundata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 160. Nevada, Utah.
Bicuculla occidentalis Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 160. Washington.
Corydalis macrocalyx Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Transkasp.
C. daucifolia Lév. et Vaniot, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 172. China.
C. aegopodioides Lév. et V. l. c. 173.
C. Martinii Lév. et V. l. c. 173.
C. chelidoniifolia Lév. et V. l. c. 174.
C. Wetherillii Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 524. Color.
Enemegra bipinnatifida (Greene sub Argemone) Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 860.

Von Argemone hauptsächlich durch den weissen Milchsaft, dann durch die einfachen Stengel und gehäuften Blüten verschieden. Nat. Pflzf. III (2). 141. n. 20a.

E. hispida (Gray sub Argemone) A. Nels. l. c. 866.
Papaver pygmaeum Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 159. Mont., Alberta.

Passifloraceae.

Adenia Schlechteri Harms, Engl. J. XXXIII. 150. Natal.
Passiflora anadenia Urb. Symb. antill. III. 328. W.-Ind.
P. bicrura Urb. l. c. 328.
P. luciensis Urb. l. c. 324.
P. murucuja Mast. non L. = P. orbiculata Urb. l. c. 325.
P. cubensis Urb. l. c. 326 (P. coriacea A. Rich. non Juss., P. oblongata Gris. non Sw., P. murucuja Gris. non L.).
P. dasyadenia Urb. l. 328.

Digitized by Google

Passiflora ambigua Hemsl. Bot. mag. t. 7822. Nicarag.
P. maculifolia Mast. Gard. Chr. III. ser. XXXII. 884. Venezuela.
P. Guedesii Hub. Bot. mus. Para III. 487. Brasil.
P. alliacea Barb. Rodr. Contrib. jard. bot. Rio de Janeiro I. n. 8. t. 7. Rio de Janeiro, wie die folg.
P. aetheonantha B. Rodr. l. c. t. 8.
P. vernicosa B. Rodr. l. c. t. 9. Amazon.
P. alliacea Barb. Rodr. Contr. jard. Rio. I. 59. t. 7. Brasil.
P. aethoantha B. Rodr. l. c. 60. t. 8.
P. vernicosa B. Rodr. l. c. 62. t. 9.
Schlechterina mitostemmatoides Harms, Engl. J. XXXIII. 148. Lourenço Marq. Von den afrikanischen Gattungen der Passifloraceen dadurch verschieden, dass doppelt so viele fruchtbare Staubblätter als Blumenblätter vorhanden sind. Nat. Pflzf. III (6a). 79 n. 1a. Verwandtschaftliche Beziehungen mit Mitostemma sind die nächsten, sie hat aber einfache Corona.
Tryphostemma longifolium Harms, Engl. Jahrb. XXXIII. 149. D. O.-Afr.

Piperaceae.

Artanthe decurrens Miq. = P. tuberculatum Jacq. nach C. DC. in Symb. antill. 178.
A. Luschnathiana, xylopioides, estophylla Miq., verrucosa Gris., macrophylla Gris. = P. geniculatum Sw. nach C. DC. l. c. 179.
A. trichostachys Miq., Wydleriana Miq. = P. rugosum Vahl nach C. DC. l. c. 182.
A. coruscans Gris. = P. Schackii C. DC. l. c. 183.
A. Velloziana Miq. = P. aduncum Linn. nach C. DC. l. c. 184.
A. adunca Gris. = P. confusum C. DC. l. c. 186.
A. Olfersiana Miq. = P. hispidum Sw. nach DC. l. c. 187.
A. jamaicensis Gr. = P. jam. C. DC. l. c. 198.
A. Bredemeyeri Gr. = P. dilatatum L.-C. Rich. nach C. DC. l. c. 198.
A. Seemanniana Gr. = P. auritum Kth. nach L.-C. DC. l. c. 200.
A. Martinicae Miq. = P. incurvum Kth. nach C. DC. l. c. 201.
A. geniculata Gr. = P. obtusum C. DC. l. c. 206.
Chavica officinarum Miq., maritima Miq., Labillardieri Miq., retrofracta Miq. = P. retrofractum Vahl nach C. DC. l. c. 212.
Enckea amalago α Gris. = Piper Wullschlaegelii C. DC. nach C. DC. Symb. antill. III. 168. W.-Ind.
E. amalago var. hirtella Gris. = P. Richardianum C. DC. l. c. 169.
E. glaucescens Kth., discolor Kth., amalago α Gris. = Piper unguiculatum C. DC. l. c. 168.
E. amalago var. variifolia Gr. = P. subpanduriforme C. DC. l. c. 170.
E. reticulata Gr. l. c. 201.
E. amalago Gr. p. p. = P. incurvum Sieb. nach C. DC. l. c. 201.
Ottonia punctata Gr. = Piper leptostachyum A. Rich. nach C. DC. Symb. ant. III. 202. W.-Ind.
Peperomia reniformis A. Dietr., serpens Gris., lunaris A. Dietr. = Verhuellia lunaria C. DC. l. c. 216.
P. exilis Gris., minima C. DC. = P. emarginella C. DC. l. c. 225.
P. demissa Dahlst. = P. vicentiana Miq. nach C. DC. l. c. 226.
P. metapoliensis C. DC., Miqueliana Gris. = P. spathophylla Dahlst. nach C. DC. l. c. 227.

Digitized by Google

Peperomia nummularifolium Kth. = P. rotundifolia (L. sub Piper) Kth. nach C. DC. l. c. 228.
P. serpens Gris. = P. subrotundifolia C. DC. l. c. 280.
P. Dussii C. DC. l. c. 281.
P. velutina Urb. = P. yabucoana C. DC. et Urb. l. c. 282.
P. hirtella Gris. = P. hirta C. DC. l. c. 288.
P. obtusifolia var. cuneata Gris., P. guadeloupensis var. pubescens C. DC., P. dendrophila forma Gris. = P. antillarum C. DC. l. c. 284.
P. Smithiana C. DC. l. c. 285.
P. brachyphylla A. Dietr., caulibarbis Miq., trinervis var. brachyphylla D. DC. = P. glabella A. Dietr. nach C. DC. l. c. 285.
P. truncigaudens C. DC. l. c. 287.
P. pellucida Gris. = P. petiolaris C. DC. l. c. 288.
P. acuminata Miq. = P. Rupertiana C. DC. l. c. 289.
P. acuminata Gris., cubana C. DC. ex p., myrtifolia Dahlst. ex p. = P. guadeloupensis C. DC. l. c. 289.
P. Sintenisii C. DC. l. c. 240 (P. acuminata Dahlst.).
P. Broadwayi C. DC. l. c. 240.
P. nemorosa Kew Bull. non C. DC. = P. diaphanoides Dahlst. var. vincentensis Dahlst. nach C. DC. l. c. 241.
P. dendrophila Gris., P. cubana C. DC. exp. = P. alata R. et P. nach C. DC. l. c. 241.
P. alata Henschen, P. Velloziana Miq. = P. alata R. et P. var. pterocaulis C. DC. l. c. 242.
P. dendrophila Gris. exp. = P. alata var. angustif. C. DC. l. c. 242.
P. nigropunctata Miq., glabella Gris., melanostigma var. p. glabrior C. DC., nemorosa C. DC. ex p., acuminata Dahlst. ex p. = P. acuminata C. DC. l. c. 248.
P. Harrisii C. DC. l. c. 243.
P. concinna (Haw. sub Piper) A. Dietr. = P. pellucida Kth. nach C. DC. l. c. 244.
P. monsterifolia Gris., P. septuplinervis C. DC. = P. maculosa Hook. nach C. DC. l. c. 246.
P. Ponthieui Miq. = P. hernandiifolia A. Dietr. nach C. DC. l. c. 246.
P. major C. DC., hederacea Miq., inophylla Gris., pseudomajor C. DC., P. urophylla Fisch. et Mey. nach C. DC. l. c. 247.
P. repens Kth., pulicaris Opiz, myosurus A. Dietr. = P. scandens R. et P. nach C. DC. l. c. 249.
P. distachya forma Gris., producta Sauv. ex p. = P. cuspidata Dahlst. nach C. DC. l. c. 250.
P. producta Gris. = P. distachya A. Dietr. nach C. DC. l. c. 251.
P. cubensis C. DC. = P. distachya var. C. DC. l. c. 252.
P. Parkeriana Miq., P. distachya Miq. ex p. = P. nematostachya Lk. nach C. DC. l. c. 253.
P. hemionitidifolia Ham., magnoliifolia A. Dietr., tithymaloides A. Dietr., subrotunda A. Dietr., pseudoamplexicaulis C. DC. = P. obtusifolia A. Dietr. nach C. DC. l. c. 254.
P. obtusifolia A. Dietr. ex p., amplexicaulis forma Miq., obtusifolia β clusiifolia C. DC., amplexicaulis β longifolia C. DC. = P. clusiifolia Hook. nach C. DC. l. c. 258.

Digitized by Google

Peperomia talinifolia Lk. non Kth., amplexifolia (Lk. sub Piper) A. Dietr. = P. cuneifolia A. Dietr. nach C. DC. l. c. 258.
? P. simplex Haw. = P. amplexicaulis A. Dietr. nach C. DC. l. c. 259.
P. Swartziana Gris. ex p., P. tenerrima forma Dahlst. = P. Grisebachii C. DC. l. c. 259.
P. alpina Mart. et Gal. non A. Dietr. = P. quadrifolia Kth. nach C. DC. l. c. 260.
P. suaveolens Ham. = P. galioides Kth. nach C. DC. l. c. 261.
P. Swartziana Gris. ex p. = P. filiformis A. Dietr. nach C. DC. l. c. 262.
P. rubella (Ham. sub Piper) Hook. = P. pulchella A. Dietr. = P. verticillata A. Dietr. nach C. DC. l. c. 262.
P. circularis Henschen, cyclophylla Hemsl. p. p. = P. circinnata Lk. nach C. DC. l. c. 264.
P. angulata Dahlst. = P. quadrangularis A. Dietr. nach C. DC. l. c. 265.
P. ovalifolia Hook. = P. trifolia A. Dietr. nach C. DC. l. c. 267.
P. trifolia C. DC. ex p. = P. Ballisii Dahlst. nach C. DC. l. c. 268.
P. myrtillus Miq., reflexa forma peruviana Miq. = P. rhombea R. et P. nach C. DC. l. c. 269.
P. obversa A. Dietr., trifolia Dahlst. ex p. = P. obovata C. DC. l. c. 269.
P. rhomboides Dahlst. = P. stellata A. Dietr. nach C. DC. l. c. 270.
P. alpina Gris. = P. pseudo-pereskiifolia C. DC. l. c. 272.
P. Davisii N. A. Britton, Torreya II, 48. S.-Kitts.
Piper calophyllum C. DC. Bot. Gaz. XXXIII. 257. Guatem.
P. Hartii C. DC. Symb. antill. III. 164. W.-Ind.
P. reticulatum Vell. = P. medium Jacq. nach C. DC. l. c. 165.
P. ceanothifolium, orthostachyum Kth., plantaginea Kth., tigerianum C. DC. (quoad specim. cubens.), Sieberi Kew = P. medium nach C. DC. l. c. 166.
P. plantagineum Lam., Piper Sieberi P. DC. ex p. = P. amalago Linn. nach C. DC. l. c. 167.
P. terminale Kth., celtidifolium Ham., dubium Dietr., glaucescens Jacq., pyrifolium Opiz, Berteroanum C. DC., discolor Schlecht., P. unguiculatum R. et P. nach C. DC. l. c. 169.
P. panduratum C. DC. = P. subpanduriforme C. DC. l. c. 170.
P. Duchassaingii C. DC., smilacifolium C. DC. (spec. antill.) = P. reticulatum C. DC. l. c. 170.
P. decumanum Aubl., reticulatum Sw., caudatum Vahl, alare Ham. = P. marginatum Jacq. nach C. DC. l. c. 172.
P. anisatum Kth. = P. marginatum Jacq. var. C. DC. l. c. 172.
P. catalpifolium Kth. = P. marginatum Jacq. var. C. DC. l. c. 172.
P. sphaerostachyum C. DC. = P. sphaerocarpum C. Wright nach C. DC. l. c. 174
P. geniculatum, Swartzianum Sauv. = P. stamineum C. DC. l. c. 176.
P. macrourum Kth., nutans Opiz = P. tuberculatum Jacq. nach C. DC. l. c. 177.
P. macrophyllum Sw., verrucosum Sw., nitidum Sw., nodulosum Lk., lapathifolium C. DC. (specimen Purdie) = P. geniculatum Sw. nach C. DC. l. c. 178.
P. subretinerve C. DC. l. c. 180.
P. Seitzii C. DC. l. c. 181.
P. rugosum Vahl, Jacquemontianum Kth., Wydlerianum C. DC. = P. citrifolium Lam. nach C. DC. l. c. 182.
P. hebecarpum C. DC. l. c. 188 (P. citrifolium Duss).
P. hexagyna Miq. = P. betle L. nach C. DC. l. c. 213.

Digitized by Google

Piper Wrightii C. DC. l. c. 189 (P. mollicomum C. DC. pro spec. Wright.).
P. Harrisii C. DC. l. c. 189.
P. microphyllum C. DC. l. c. 190.
P. guavanum C. DC. l. c. 190.
P. Dussii C. DC. l. c. 190 (P. reticulatum Duss).
P. Broadwayi C. DC. l. c. 191.
P. jamaicense C. DC. l. c. 192 (P. geniculat. var. C. DC.).
P. mornicola C. DC. l. c. 194.
P. Andersonii C. DC. l. c. 194.
P. otophyllum C. DC. l. c. 196.
P. Readii C. DC. l. c. 197.
P. Trinitatis C. DC. l. c. 197.
P. verrucosum Willd. (quoad ic. Sloane) corylifolium Kth. = P. dilatatum L.-C. Rich. nach C. DC. l. c. 198.
P. confusum, dilatatum Kew = P. dilatatum L.-C. Rich. var. Vincentianum C. DC. l. c. 198.
P. tobagoanum C. DC. l. c. 199.
P. Eggersii C. DC. l. c. 200.
P. angustifolium C. DC. l. c. 201.
P. guadeloupense C. DC. = P. incurvum C. DC. l. c. 201.
P. Lindenianum = P. cubense C. DC. l. c. 202.
P. pseudo-blattarum C. DC. = P. Swartzii C. DC. l. c. 202.
P. Martianum C. DC. = P. aequale Vahl nach C. DC. l. c. 208.
P. Balbisianum C. DC. l. c. 205.
P. dominicanum C. DC. l. c. 205.
P. Piccardaei C. DC. l. c. 207.
P. diandrum C. DC. = P. papantlense C. DC. l. c. 211.
P. officinarum P. DC., chaba Hook. = P. retrofractum Vahl nach C. DC. 212.
P. Christyi P. DC. l. c. 215.
P. reniforme Willd. = Verhuellia lunaria C. DC. l. c. 216.
P. acuminatum West = Peperomia guadeloupensis C. DC. l. c. 289.
? P. serpens Sw., bracteatum Thomp., repens Poir., herbaceum Roem. et Schult., Guildingianum Gris. = Peperomia scandens R. et P. nach C. DC. l. c. 248.
P. tetraphyllum Först, aemulum Endl. = Peperomia reflexa (L. sub Piper) A. Dietr. nach C. DC. l. c. 268.
P. obtusifolium Jacq. non Linn. = Peperomia polystachya Hook. nach C. DC. l. c. 271.
Symbryon tetrastachyum Gris. ist aus der Familie auszuschliessen nach C. DC. Symb. antill. 274.
Verhuellia lunaria (Ham. sub Peperomia) C. DC. Symb. ant. III. 216.
V. elegans C. DC. non Miq. = V. pellucida Schmitz nach C DC. l. c. 217.
V. cordifolia C. DC. = V. hydrocotylifolia (Gris. sub Mildea) C. Wr. nach C. DC. l. c. 217.

Pittosporaceae.

Pittosporum Antunesii Engl. in Jahrb. XXXII. 130. Angola.
P. bicrurium Schz. = Dichapetali spec. forsan D. floribundum Engl. Jahrb. XXXIII. 91.
Quinsonia coccinea Montrouzier = Pittosporum coccineum Beauvisage, Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 7. N.-Caled.

Digitized by Google

Podostemonaceae.

Farmeria metzgerioides (Trim. sub Podostemon) Willis (1900), Trimen Ceyl. Fl V. 386. Ceylon.

Verwandt Hydrobryum, aber Sekundärschosse hinter den Zweigen. Samen 2—4. Nat. Pflzf. III (2a). 20. n. 14a.

F. indica Willis l. c. 248.

Hydrobryum sessile Willis, Ann. bot. gard. Perideniya I. 289. Ceylon.

H. Johnsonii (Wight sub Mniopsis) Willis l. c. 241.

Podostemon algiformis Trim. = Dicraea stilosa Wight, var. fucoides Willis, Ann. bot. gard. Perideniya I. 226.

P. algiformis Benth. = D. stilosa Wight var. Willis l. c. 227. Ceylon.

P. stilosus Benth. = D. stilosa Wight var. Bourdillonii Willis l. c. 228.

P. Barberi Willis l. c. 231.

Polypleurum Schmidtianum, Warm. Bot. Tidsskr. XXIV. 258. Siam.

Tristicha ramosissima (Wight sub Laevia) Willis, Ann. bot. gard. Perideniya I, 208.

Willisia selaginoides Warm. (1901) Dansk. Vidensk. Selsk. Skr. VI. R. XI. 58.

Verwandt Griffithiella, aber die Sekundärschosse sind breit, aufrecht mit vierreihigen Blättern, die Scheide ist zweilappig. Nat. Pflzf. III (2a). 22. n. 20a.

Polygalaceae.

Monnina Wilczekiana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 581. Abb. Argent.

M. oblongifolia Arechav. An. mus. Montevid. VI. 8. t. 8. Urug.

M. virescens Arech. l. c. 9. t. 4.

M. intermedia Arech. l. c. 10. t. 5.

M. ramosissima Arech. l. c. II. t. 6.

Mutabea Chodatiana Hub. Bot. mus. Para III. 426. Brasil.

M. angustifolia Hub. l. c. 427.

Polygala Antunesii Gürke in Jahrb. XXXII. 181. Angola.

P. Dekindtii Gürke l. c. 131. Angola.

P. oreophila Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 280. Patag.

P. oedipus Speg. l. c. 282.

P. desiderata Speg. l. c. 284.

Polygonaceae.

Eriogonum scapigerum Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 286. Calif.

E. orendense Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 21. Wyom.

E. fruticosum A. Nels. l. c. 28 (E. aureum Jones non Nutt.).

E. laxifolium A. Nels. l. c. 28 (E. Kingii var. Torr. et Gr., E. chrysocephalum Gray).

E. Ameghinoi Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 156. Patagon.

Eucycla purpurea Nutt. = Eriogonum ovalifolium var. Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 23.

Oxytheca emarginata Hall in Univ. Calif. publ. bot. I. 75. t. 14. Calif.

Polygonum Martinii Lév. et Vaniot, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 340. China.

P. sagittifolium Lév. et V. l. c. 348.

P. Bodinieri Lév. et V. l. c. 348.

P. panduriforme Lév. et V. l. c. 348.

P. Labordei Lév. et V. l. c. 344.

P. exile Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 286. Calif.

Digitized by Google

Polygonum Fowleri Robins. Rhodora IV. 67. t. 35. fig. 14. 15. Östl. V. St. A., Canada. (P. maritimum Fowler.)
P. prolificum Rob. l. c. 68. t. 35. fig. 4 (P. ramosissimum var. Small).

Portulacaceae.

Calandrinia macrocarpa Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 181. Argent.
C. patagonica Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 18. Patag.
C. chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 248. Patag.
Portulaca neglecta Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis XII, 81. Missouri.
P. platensis Spegazz. (1901), Flora Tandil. 8. Argent.
Spraguea pulchella Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 79. Calif.

Proteaceae.

Grevillea Jamesoniana Fitzgerald, Proc. Linn. soc. N. S. Wales XXVII. 248. N. S. W.
Protea congensis Engl. in Jahrb. XXXII. 129. Ober-Congo.
P. Eickii Engl. l. c. 130. D. O.-Afr.
P. Busseana Engl. l. c. 131. Nyassal.
P. Dekindtiana Engl. in Jahrb. XXXII. 128. Angola.
P. Lemairei Wildem. Fl. Katang. 30. t. 8. Congogeb.

Ranunculaceae.

Aconitum Bodinieri Lév. Bull. acad. intern. géo. bot. III. sér. XV. 45. China.
A. luteum Lév. l. c.
A. tenue Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 149. S.-Dakota.
A. atrocyaneum Rydb. l. c. 150. Color., Utah.
A. porrectum Rydb. l. c. 150. Color.
A. glaberrimum Rydb. l. c. 151. S.-Utah, N.-Ariz.
Actaea caudata Greene, Ottawa nat. XVI. 85.
A. asplenifolia Greene, l. c. 85.
A. californica Gr. l. c. 86.
Anemone tuberosa Rydb. l. c. 151. Ariz., Calif. (A. sphenophylla Britt.)
A. lithophila Rydb. l. c. 152. Mont., Utah.
A. Piperi Britt. bei Rydb. l. c. 153. Idaho, Washingt.
A. begoniifolia Lév. Bull. acad. inter. géo. bot. III. sér. XVI. 46. China.
A. Boissiaei Lév. l. c. 47.
A. scaliosa Lév. l. c. 47.
A. (?) myriophylla Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 204. Patag.
Aquilegia Fauriei Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 300. Korea.
A. Columbiana Rydberg, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 145. Br. Columb., Idaho.
A. thalictrifolia Rydb. l. c. 145. Color., Ariz.
A. Eastwoodiae Rydb. l. c. 146 (A. ecalcarata Eastw. non Steud.).
A. oreophila Rydb. l. c. 146 (A. coerulea alpina Nels., A. coer. flavescens Jones).
A. Eastwoodiae Rydb. = A. mancosana Rydb. Torreya II. 75 (A. micrantha var. Eastw.).
Atragene grosseserrata Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 156. Idaho, Wash.
A. repens Rydb. l. c. 156. Utah, Wyom. (Clematis alpina var. O. Ktze.)
A. pseudoalpina Rydb. l. c. 157. Color., Utah. (Cl. pseudoatragene var. O. Ktze.)
Bodinieria thalictrifolia Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 48. China. Verwandt Isopyrum, aber mit 4 grünen Kelchblättern versehen, die Früchtchen sind 1 cm lang gestielt. Nat. Pflzf. III (2). 58. n. 11a.

Digitized by Google

Clematis koreana Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 298. Korea.
C. Drakeana Lév. et Vaniot, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 168. China.
C. funebris Lév. et V. l. c. 168.
C. Philippiana Lév. et V. l. c. 169.
C. Clarkeana Lév. et V. l. c. 170.
C. Kuntzeana Lév. et V. l. c. 171.
C. splendens Lév. et V. l. c. 171.
C. Antunesii Engl. in Jahrb. XXXII. 130. Angola.
C. Jonesii Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 158. Color., Wyom. (C. Douglasii var. O. Ktze.)
C. eriophora Rydb. l. c. 154. Color.
Delphinium cavaleriense Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 49. China.
D. cerefolium Lév. l. c. 49.
D. yunnanense Franch. bei Lév. l. c. 49.
D. Robertianum Lév. l. c. 49.
D. chilliawarense Greene, Ottawa nat. XVI. 86.
D. Blaisdellii Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 142. Alaska.
D. sapellonis Cockerell, Bot. Gaz. XXXIV. 453. N.-Mex.
D. Nertonianum Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 82. t. 13. Missouri.
D. alpestre Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 146. Color.
D. multiflorum Rydb. l. c. 147. Wyom., Color.
D. Brownii Rydb. l. c. 148. Alberta, Alaska.
D. elongatum Rydb. l. c. 148. Color., Montana.
D. versicolor Rydb. l. c. 149. Mont.
Eranthis Vaniotiana Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 299. Korea.
Hamadryas sempervivoides Sprague, Icon. pl. t. 2748. 5. Patag.
Myosurus Heldreichii Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 296. Griechenl.
Ranunculus kopetdaghensis Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Transkaspien.
R. Labordei Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 50. China.
R. verticillatus Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 144. Alaska.
R. alaiensis Ostenf. Nath. Medd. 1901.
R. hirtipes Greene, Ottawa nat. XVI. 82. Canada.
R. cardiopetalus Greene l. c. 88.
R. octopetalus Greene l. c. 88. Ver. St. N.-A.
R. rudis Greene l. c. 84. Calif.
R. intertextus Greene l. c. 84. Ver. St. N.-A. (R. natans auct., non Meyer.)
R. utahensis Rydb. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 158. Utah.
R. micropetalus Rydb. l. c. 158 (R. affinis var. Greene).
R. Helleri Rydb. l. c. 158. Idaho, Mont.
R. stenolobus Rydb. l. c. 159. Wyom., Utah.
R. pseudo-caltha Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 285. Argent.
R. oligocarpus Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 206. Patag.
R. potamogetonoides Speg. (1901), An. soc. cient. Argent. XLVII. Sep. 4. Patag.
Semiaquilegia adoxoides (DC. sub Isopyrum) Makino, Bot. Mag. XVI. 119. Japan.

Steht zwischen Aquilegia und Isopyrum. Nat. Pflzf. III (2). 58. n. 11b.

Thalictrum grandisepalum Lév. Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 297. Korea.

Digitized by Google

Thalictrum coreanum Lév. l. c. 297.
T. amplissimum Lév. Bull. acad. int. géogr. bot. III. sér. XI. 51. China.

Resedaceae.

Reseda bucharica Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.

Rhamnaceae.

Krugiodendron ferreum (Vahl sub Rhamnus) Urb. Symb. antill. III. 814. W.-Ind.

Verwandt Rhamnus, aber verschieden durch glocken- oder krugförmigen Kelchtubus, fleischiges Eiweiss, flache Keimblätter, von Sarcomphalus, zu dem die Pflanze neuerdings gestellt wurde, durch fehlende Blumenblätter, extrorse Antheren, Nährgewebe, flache Keimblätter usw. Nat. Pflzf. III (5). 407. n. 17a.

Reynosia Northropiana Urb. Symb. antill. III. 815. W.-Ind.
Sarcomphalus crenatus Urb. Symb. antill. III. 816. W.-Ind.
Zizyphus guaraniticus Malme, Vet. Ak. Handl. XXVII. n. 11. S. 20. Brasil.

Rhizophoraceae.

Pega oleosa Pierre, Chemist and Druggist 1901. n. 1111. Guinea.

Nicht näher charakterisiert.

Tomostylis multiflora Montrouz. = Crossostylis biflora Forst. u. C. grandiflora Brongn. et Gris nach Beauvis. in Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 28. N.-Caled.

Rosaceae.

Acaena tehuelcha Speg. (1901) An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 49. Patag.
A. hystrix Chod. et Wilcz. Bull. hb. Bois. II. ser. II. 295. Argent.
Alchimilla transiens Buser = A. alpina subv. Aschs. u. Gr.*) Syn. VI. 889.
A. basaltica Bus. = A. alp. subvar. A. u. Gr. l. c. 889.
A. subsericea Reut. = A. alp. subvar. A. u. Gr. l. c. 890.
A. asterophylla Buser = A. alpina var. A. u. Gr. l. c. 891.
A. amphisericea Bus. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 891.
A. alpigena Bus. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 892.
A. pallens Bus. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 892.
A. conjuncta Bab. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 892.
A. leptoclada Bus. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 893.
A. grossidens Bus. = A. alpina forma A. u. Gr. l. c. 893.
A. austriaca Wettst. = A. alpina subsp. A. u. Gr. l. c. 894.
A. cuneata Gaud., heptaphylla Schleich., multifida Scheele, Gemma Bus. = A. pentaphylla × alpina subsp. Hoppeana A. u. Gr. l. c. 895.
A. venulosa Bus. = A. vulgaris forma u. Gr. l. c. 896.
A. incisa Bus. = A. vulgaris forma A. u. Gr. l. c. 898.
A. flexicaulis Bus. = A. vulgaris var. A. u. Gr. l. c. 898.
A. Othmari Bus. = A. vulgaris forma A. u. Gr. l. c. 898.
A. fallax Bus. = A. vulgaris var. A. u. Gr. l. c. 999.
A. sericoneura Bus. = A. vulgaris forma A. u. Gr. l. c. 899.
A. splendens Christ. = A. pubescens subsp. A. u. Gr. l. c. 460.
A. Jacquetiana Bus. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 619. Alp. W.-Schweiz, Jura.
A. amphisericea Bus. l. c. 628. Schweiz.
A. amphiargyrea Bus. l. c. 628. Bosnien, Herzogow.

*) Über die genaue Bewertung der Formen als subsp. var. form. u. s. w. vergl. das Original.

Digitized by Google

Alchimilla acuminatidens Bus. l. c. 624. Schweiz.
Amelanchier oxyodon Koehne, Gartenfl. LI. 609. Abb. B.-Columb.
Amygdalus Petunikowii Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
Cotoneaster Franchetii Bois, Rev. hort. 1902 n. 16. Aug. Abb. China.
Crataegus cibilis Ashe, Bot. Gaz. XXXIII. 232. N.-Carolina.
C. altrix Ashe l. c. 233. Illinois.
C. obtecta Ashe l. c. 233.
C. arcuata Ashe, Ann. Carnegie mus. I. 387. Pennsylv., wie die folg.
C. Gruberi Ashe l. c.
C. tenella Ashe l. c.
C. crocata Ashe l. c.
C. foetida Ashe l. c.
C. pansiaca Ashe l. c.
C. porrecta Ashe l. c.
C. premora Ashe l. c.
C. cristata Ashe l. c.
C. brumalis Ashe l. c.
C. pennsilvanica Ashe l. c.
C. populnea Ashe l. c.
C. eburnea Ashe l. c.
C. virella Ashe l. c.
C. oicus Ashe l. c.
C. Shaferi Ashe l. c.
C. viatica Ashe l. c.
C. subviridis Beadle, Biltmore bot. stud. I. 51. Florida.
C. interior Beadle l. c. 52. Tennessee.
C. aemula Beadle l. c. 53. Georgia.
C. rigens Beadle l. c. 54. Alabama.
C. amnicola Beadle l. c. 55. Tennessee.
C. ingens Beadle l. c. 56. Tennessee.
C. penita Beadle l. c. 57. Tennessee.
C. communis Beadle l. c. 58. Tennessee.
C. austrina Beadle l. c. 59. Alabama.
C. gilva Beadle l. c. 60. Alabama.
C. contrita Beadle l. c. 61. Forida.
C. inanis Beadle l. c. 62. Alabama.
C. eximia Beadle l. c. 62. Alabama.
C. aucira Beadle l. c. 63. Mississ., Alab.
C. alma Beadle l. c. 64. Mississ.
C. macilenta Beadle l. c. 64. Alabama.
C. mendosa Beadle l. c. 65. Alabama.
C. abstrusa Beadle l. c. 66. Florida.
C. lenis Beadle l. c. 67. Alabama.
C. illustris Beadle l. c. 68. Mississ.
C. assimilis Beadle l. c. 68. Florida.
C. robur Beadle l. c. 69. Florida.
C. concinna Beadle l. c. 70. Florida.
C. impar Beadle l. c. 72. Georgia.
C. agrestina Beadle l. c. 72. Alabama.
C. extraria Beadle l. c. 73. Georgia.

Digitized by Google

Crataegus galbana Beadle l. c. 74. Florida.
C. abdita Beadle l. c. 75. Florida.
C. exilis Beadle l. c. 76. Georgia.
C. valida Beadle l. c. 77. Georgia.
C. limata Beadle l. c. 77. Georgia.
C. mira Beadle l. c. 78. Georgia.
C. virenda Beadle l. c. 79. Florida.
C. sodalis Beadle l. c. 80. Alabama.
C. furtiva Beadle l. c. 81. Georgia.
C. arrogans Beadle l. c. 81. Georgia, Alabama.
C. egregia Beadle l. c. 82. Florida.
C. annosa Beadle l. c. 83. Alabama.
C. calva Beadle l. c. 83. Alabama.
C. tristis Beadle l. c. 84. Georgia.
C. egens Beadle l. c. 85. Florida.
C. lanata Beadle l. c. 86. Georgia.
C. integra Beadle l. c. 87. Florida. (C. flava var. Nash.)
C. aduncа Beadle l. c. 87. Florida.
C. constans Beadle l. c. 88. Mississippi.
C. panda Beadle l. c. 89. Florida.
C. dapsilis Beadle l. c. 89. Florida.
C. dolosa Beadle l. c. 90. Alabama.
C. rara Beadle l. c. 91. Florida.
C. fortis Beadle l. c. 92. Mississippi.
C. compitalis Beadle l. c. 93. Florida.
C. insidiaca Beadle l. c. 94. Georgia, Alab.
C. florens Beadle l. c. 94. Mississ.
C. clara Beadle l. c. 95. Florida.
C. pulla Beadle l. c. 96. Mississ.
C. inops Beadle l. c. 96. Alab.
C. amica Beadle l. c. 97. Florida.
C. attrita Beadle l. c. 98. Alabama.
C. anisophylla Beadle l. c. 99. Florida.
C. frugalis Beadle l. c. 100. Georgia.
C. viaria Beadle l. c. 101. Florida.
C. cirrata Beadle l. c. 101. Alab.
C. arguta Beadle l. c. 102. Georgia.
C. laxa Beadle l. c. 103. Alabama.
C. colonica Beadle l. c. 104. S.-Carol.
C. vicana Beadle l. c. 104. Florida.
C. recurva Beadle l. c. 106. Florida.
C. rimosa Beadle l. c. 107. Florida.
C. inopina Beadle l. c. 107. Florida.
C. villaris Beadle l. c. 108. Florida.
C. curva Beadle l. c. 109. Florida.
C. resima Beadle l. c. 110. Georgia.
C. adusta Beadle l. c. 110. Florida.
C. illudens Beadle l. c. 111. Florida.
C. versuta Beadle l. c. 112. Georgia.
C. incana Beadle l. c. 118. Florida.

Digitized by Google

Crataegus crocea Beadle l. c. 118. Florida.
C. audens Beadle l. c. 114. Florida.
C. meridiana Beadle l. c. 115. Alabama.
C. pexa Beadle l. c. 116. N.-Carolina.
C. armentalis Beadle l. c. 117. Alab.
C. gregalis Beadle l. c. 118. N.-Carol.
C. gravida Beadle l. c. 119. Tennessee.
C. cibaria Beadle l. c. 120. Tennessee.
C. Craytonii Beadle l. c. 121. N.-Carolina.
C. rustica Beadle l. c. 122. N.-Carol.
C. ariana Beadle l. c. 122. N.-Carol.
C. callida Beadle l. c. 123. Alab.
C. iracunda Beadle l. c. 124. Georgia.
C. vicinalis Beadle l. c. 124. Georgia.
C. basilica Beadle l. c. 125. N.-Carol.
C. nubicola Beadle l. c. 126. N.-Carol.
C. fera Beadle l. c. 128. S.-Louisiana.
C. edura Beadle l. c. 128. Louisiana.
C. tersa Beadle l. c. 129. Louisiana.
C. arta Beadle l. c. 129. Tennessee.
C. torva Beadle l. c. 130. Alab.
C. denaria Beadle l. c. 131. Mississ.
C. crocina Beadle l. c. 132. Louisiana.
C. albicera Beadle l. c. 132. Louisiana.
C. macra Beadle l. c. 134. Georgia.
C. regalis Beadle l. c. 134. Georgia, N.-Alab.
C. Piperi N. L. Britton (1901), Torreya I. 55. Washingt.
C. Wheeleri Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 369. Color.
C. cerronis A. Nels. l. c. 370. Color., Wyom.
C. sheridana A. Nels. l. c. 370. Wyoming.
C. Bushii Sargent, Bot. Gaz. XXXIII. 109. Arkans.
C. edita Sarg. l. c. 110. Texas.
C. fecunda Sarg. l. c. 111. Missouri.
C. georgiana Sarg. l. c. 113. Georgia.
C. sordida Sarg. l. c. 114. Missouri.
C. sera Sarg. l. c. 115. Michigan.
C. corusca Sarg. l. c. 117. Illinois.
C. Ellwangeriana Sarg. l. c. 118. N. York.
C. gemmosa Sarg. l. c. 119. N. York.
C. blanda Sarg. l. c. 121. Arkans.
C. Ravenelii Sarg. l. c. 122. S.-Carolina.
C. lacera Sarg. l. c. 123. Arkans.
C. floridana Sarg. l. c. 124. Florida. (C. flava Sarg. p. p. non Aiton.)
C. durobrevensis Sarg. Trees and shrubs I. 8. t. 2. New York.
C. Laneyi Sarg. l. c. 5. t. 3. N. York.
C. Coleae Sarg. l. c. 7. t. 4. Michig.
C. maloides Sarg. l. c. 9. t. 5. Florida.
C. luculenta Sarg. l. c. 11. t. 6. Florida.
C. fruticosa Sarg. l. c. 13. t. 7. Florida.
C. paludosa Sarg. l. c. 15. t. 8. Florida.

Digitized by Google

Crataegus lacrimata Small (1901), Torreya I. 97. Florida.
Grielum cuneifolium Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 944. Transvaal.
Opulaster*) Ramaleyi Av. Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 867. Colorado.
Pirus Kerchinskyi Litwinow, Ann. bot. Mus. Petersb. I. Turkestan.
P. bucharica Litw. l. c.
Potentilla ternata Hack. Östr. bot. Zschr. LII. 62. Sibirien.
P. Miyabei Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 24. Japan.
P. ternata Mak. l. c. 80. Japan. (P. fragioides var. Mak.)
P. matsukoana Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 161. Japan.
P. Hickmanii Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 77. Calif.
P. acuminata Hall in Univ. Calif. publ. bot. I. 86. Calif.
P. callida Hall l. c. Calif.
Prunus lanata Mackenzie et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 88. Missouri. (P. america var. Ludw.)
P. eximia Small (1901), Torreya I. 146, 147. Texas.
P. tarda Sargent, Bot. Gaz. XXXIII. 108. Texas.
Rhaphiolepis umbellata (Thbg. sub Laurus) Makino, Bot. mag. Tokyo XXI. 18. Japan. (R. japonica Sieb. et Zucc.)
Rosa mohavensis Parish, Bull. South. Calif. acad. I. 67. t. 7. Arizona.
Rubus Bodinieri Lév. et Vaniot, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 97. China.
R. Chaffanjonii Lév. et V. l. c. 98.
R. Gentilianus Lév. et V. l. c. 99.
R. kerrifolius Lév. et V. l. c. 100.
R. Monguilloni Lév. et V. l. c. 101.
R. Jaminii Lév. et V. l. c. 102.
R. Hiraseanus Makino, Bot. mag. Tokyo. XVI. 144. Japan. (Ob R. coreanus Miq. × R. parvifolius L.)
R. Doggettii C. H. Wright in Johnston, Uganda Protect.
Sorbus cashmiriana Hedlund (1901), Sv. Vetensk. Akad. Handl. XXXV. Himal.
S. commixta Hdl. l. c. Japan.
S. parviflora Hdl. l. c. Japan.
S. arranensis Hdl. l. c. Insel Arran, Schottl.
S. armeniaca Hdl. l. c. Armenien.
S. persica Hdl. l. c. Persien.

Rutaceae.

Calodendron Eickii Engl. in Jahrb. XXXII. 120. Usamb.
Huonia Montrouz. = Acronychia laevis Forst. nach Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon. XXVI. 9. N.-Caled.
Fagara Afzelii Engl. in Jahrb. XXXII. 119. Sierra Leone.
Oricia leonensis Engl. in Jahrb. XXXII. 120. Sierra Leone.
Oxanthera fragrans Montrouzier = Citrus oxanthera Beauvisage, Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 14. N.-Caled.
Pseudaegle trifoliata (Linn. sub Citrus) Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 15. (Citrus trifolia Thbg.)
Teclea Engleriana Wildem. Fl. Katang. 76. t. 27. fig. 1—5. Congogeb.
T. salicifolia Engl. in Jahrb. XXXII. 120. Gallahochl.
T. Zenkeri Engl. l. c. 120.

*) Nach den Berliner Regeln wird an Physocarpus für die Gattung festgehalten.

Digitized by Google

Salicaceae.

Salix variifolia Freyn et Sint. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 907. Masenderân.

Santalaceae.

Acanthosyris platensis Speg. (1901), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 314. Argent. t. 5. fig. 1—9.

Sapindaceae.

Matayba clavelligera Rdlk. Bot. Gaz. XXXIII. 250. Guat.

Didierea procera Drake del Castillo, Compt. rend. CXXX. 241. Madag.

D. adscendens Dr. l. c.

D. comosa Dr. l. c.

D. dumosa Dr. l. c.

Diplopeltis eriocarpa Hemsl. Icon. pl. t. 2780. N.-W.-Austral.

Valenzuelia cristata Rdlk. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 995. Argent.

Saxifragaceae.

Astilbe philippinensis Henry, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 155. Philipp. (A. rivularis Vid. non Ham.)

A. biternata Britton = A. decandra Don nach Henry l. c. 156.

A. odontophylla Miq. = A. chinensis Mak. l. c.

A. podophylla Fr. = Rodgersia aesculifolia Batal. l. c.

A. podophylla Baill. = R. podophylla A. Gr. l. c.

A. polyandra Hemsl. = Spiraea aruncus L. l. c.

Mitella acerina Makino, Bot. mag. Tok. XVI. 152. Japan.

Philadelphus confusus Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 225. Br. Columbien, Calif. (P. Gordonianus Bot. Calif. non Lindl.)

P. gloriosus Beadle, Biltm. bot. stud. I. 159. Georgia.

P. floridus Beadle l. c. 160. Georg.

P. intectus Beadle l. c. 160. Tenness.

Ribes Brandegeei Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 242. t. 28. fig. 1. Halbins. Calif.

R. Scuphamii Eastw. l. c. 242. t. 28. fig. 2. Calif.

R. indecorum Eastw. l. c. 248. t. 28. fig. 3. Calif.

R ascendens Eastw. l. c. 244. t. 28. fig. 4. Calif.

R. Hittelianum Eastw. l. c. 245. t. 24. fig. 6. Calif., wie die folg.

R. glaucescens Eastw. l. c. 245. t. 24. fig. 7.

R. oligacanthum Eastw. l. c. 246. t. 24. fig. 8.

R. sericeum Eastw. l. c. 247. t. 24. fig. 9.

R. hystrix Eastw. l. c. 248. t. 24. fig. 10.

R. Kitaibelii Dörfler, Herb. norm. Cent. XLIII. (R. ciliatum Kit. non H. Bonpl.)

Saxifraga Newcombei Small, Torreya II. 55. Q. Charlotte-Ins.

Vahlia Menyharthii Schz. Bull. hb. Boiss. II. ser. II. 944. Sambesi.

Scytopetalaceae.

Rhaptopetalum sessilifolium Engl. in Jahrb. XXXII. 101.

Scytopetalum Duchesnei Engl. in Jahrb. XXXII. 101. Congogeb.

Simarubaceae.

Brucea tenuifolia Engl. in Jahrb. XXXII. 123. Usamb.

Irvingia glaucescens Engl. in Jahrb. XXXII. 124. Kamer., Gabun.

Kirkia (?) tenuifolia Engl. in Jahrb. XXXII. 123. Gallahochl.

K. (?) lentiscoides Engl. l. c. 124. Angola.

Hannoa ferruginea Engl. in Jahrb. XXXII. 122. Kamerun.

Digitized by Google

Sterculiaceae.

Dombeya Dinteri Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1005. D. S.-W.-Afr.
Harmsia emarginata Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1006. Somalil.
Melhania serrata Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1007. D. S.-W.-Afr.
M. Kelleri Schz. l. c. 1008. Somalil.
M. rupestris Schz. l. c. 1008. D. S.-W.-Afr.
M. amboensis Schz. l. c. 1009. D. S.-W.-Afr.
Paradombeya burmanica Stapf, Icon. pl. t. 2743. A. Birma.

Verwandt Corchoropsis u. Pentapetes, verschieden durch zweigliedriges Ovar mit 2 Ovulis in jedem Fach. Nat. Pflzf. III (6). 77. n. 5a.

P. sinensis Dunn, l. c. 2743b.

Ternstroemiaceae.

Archytaea pulcherrima Becc. Borneo 569 (Pi. Bo. n. 319).
Hartia sinensis Dunn, Icon. pl. t. 2727. China.

Verwandt Schima, aber verschieden durch höher verwachsene Staubgefässe, zugespitzte Frucht und geraden Keimling. Nat. Pflzf. III (6). 186 n. 7a.

Thomasetia seychellana Hemsl. Icon. pl. t. 2786. = Brexia madagascariensis Thouars (Saxifragaceae).

Thymelaeaceae.

Daphnopsis Helleriana Urb. (1901) Symb. ant. II. 453. Porto Rico.
Hyptiodaphne crassifolia (Poir. sub Daphne) Urb. (1901). Symb. ant. II. 454. Haiti.

Unterscheidet sich von allen Thymelaeaceen durch das gerade aufrechte Ovulum. Nat. Pflzf. III (6a). 245 n. 87a.

Schoenobiblus grandifolia Urb. (1901), Symb. ant. II. 455. Trinidad. (S. daphnoides Gris. non Mart. et Zucc.)

Tiliaceae.

Grewia suffruticosa K. Sch. in Engl. J. XXXII. 185. Angola.
Tilia eburnea Ashe, Bot. Gaz. XXXIII. 281. N.-Carol., Georgia.
Triumfetta macrocoma K. Sch. in E. Jahrb. XXXII. 183. Angola.
T. rhodoneura K. Sch. l. c. 184. Angola.

Umbelliferae.

Aegopodium tenerum (Miq. sub Chamaele) Yabe, Journ. Univ. Tokyo XVI. 46. Japan.
Angelica edulis Miyabe apud Yabe, Journ. Univ. Tokyo XVI. 78. Japan, wie die folg.
A. utilis Makino l. c. 79.
A. shikokiana Makino l. c. 83.
A. nikoensis Yabe, l. c. 84.
A. saxicola Makino, l. c. 84.
A. Matsumurae Yabe, l. c. 85.
Anthriscus dissectus C. H. Wright in Johnston, Uganda Protect.
Asteriscium argentinum Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 576. Argent.
Azorella plantaginea Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 292. Patag.
A. patagonica Speg. l. c. 298.
A. Ameghinoi Speg. (1901) An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 61. Patag.
Bupleurum commelynoideum Boissieu, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 805. China.

Digitized by Google

Carlesia sinensis Dunn, Icon. pl. t. 2789. China.
Verwandt Sium u. Pimpinella, aber verschieden von jener durch die Tracht und die zerteilten Blättchen, von dieser durch vielblätterige Hülle, deutliche Kelchzähne und undeutliches Karpophor. Nat. Pflzf. III (8). 197. n. 184a.

Chaerophyllum Shortii B. F. Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 59. V. S. A. (C. procumbens var. T. et Gr.)

C. floridanum Bush, l. c. 62 (C. Tainturieri var. Coult. et Rose).

C. reflexum Bush, l. c. 62.

Cnidium longiradiatum (Maxim.) Yabe, Journ. Univ. Tokyo XVI. 61. Japan.

C. formosanum Yabe, l. c. 68. Formosa.

Cryptotaeniopsis vulgaris Dunn, Icon. pl. t. 2787. Indien, China.
Von den benachbarten Gattungen der Euammineae verschieden durch vielstrahlige Dolde und wenigstrahlige Döldchen. Nat. Pflzf. III (8). 189. n. 118a.

C. Tanakae (Fr. et Sav. sub Carum) Boissieu, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 806. China.

C. filicina (Franch. sub Carum) Boiss. l. c. 806. China.

C. asplenioides Boiss. l. c. 807. China.

Laserpitium Besseanum Schmidely (1901), Bull. Murith. XXIX. 35.

Leptotaenia filicina Marc. Jones, Mammoth record print, Robinson, Utah 1902, 1 June. V. St. N.-A.

Ligusticum ibukiense (Makino sub Angelica) Yabe, Journ. Univ. Tokyo XVI. 68. Japan.

Melanosciadium pimpinelloideum Boissieu, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 808. China.
Verschieden von Pimpinella durch die gewellten Rippen, die ähnlich denen von Conium sind und durch niedergedrückte, am Rande gewellte Stylopodien. Nat. Pflzf. III (8). 196. n. 138a.

Mulinum lycopodioides Speg. (1901). An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 62. Patag.

M. patagonicum Speg. l. c. 68.

M. Valentinii Speg. l. c. 64.

Oligocladus andinus Chod. et Wilcz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 528. Arg.
Aus der Verwandtschaft von Peucedanum, scharfe sondernde Merkmale sind nicht mitgeteilt.

Opoponax bulgaricum Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 51. Bulgarien. (O. chironium Velen.)

Osmorrhiza obtusa (Coult. et Rose sub Washingtonia) Fern. Rhodora IV. 158.

Peucedanum deltoideum Makino apud Yabe, Journ. Univ. Tokyo XVI. 99. Japan.

P. cartilagineo-marginatum Mak. l. c. 100. Japan.

Pimpinella sutchuensis Boissien, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 808. China, wie die folg.

P. Fargesii Boiss. l. c. 808.

P. helociadoidea Boiss. l. c. 809.

P. silaifolia Boiss. l. c. 809.

P. Souliei Boiss. l. c. 810.

Sanicula patagonica Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 295. Patag.

Urticaceae.

Antiaris Welwitschii Engl. Jahrb. XXXIII. 118. Angola.

A. africana Engl. l. c. 119. Togo.

A. usambarensis Engl. l. c. 119. D. O.-Afr.

Digitized by Google

Artocarpus superba Becc. Borneo 625. Borneo, wie die folg.
A. tamaran Becc. l. c. 626.
A. tarap Becc. l. c. 626.
A. mutabilis Becc. l. c. 627.
A. Maingayi King = A. komando Miq. nach Becc. l. c. 628.
A. longifolia Becc. l. c. 629.
A. humilis Becc. l. c. 629.
A. antiarifolia Becc. l. c. 680. N.-Guinea.
A. refracta Becc. l. c. 680.
A. reniformis Becc. l. c. 681. Borneo.
A. Kuenstleri King. = A. Blumei Tres. Becc. l. c. 682.
A. Forbesii King. = Parartocarpus venenosa Becc. l. c. 682.
Dorstenia ciliata Engl. in Jahrb. XXXIII. 114. Kamer.
D. usambarensis Engl. l. c. 114. D. O.-Afr.
D. turbinata Engl. l. c. 115. Kamer.
D. mundamensis Engl. l. c. 115. Kamer.
D. Harmsiana Engl. l. c. 115. Kamer.
D. tenuifolia Engl. l. c. 116. Kamer.
D. Ellenbeckiana Engl. l. c. 116. Gallah.
D. lukafuensis Wildem. Fl. Katang. 28. Congogeb.
Elatostema Welwitschii Engl. in Jahrb. XXXIII. 124. Kamerun, Angola.
E. Henriquesii Engl. l. c. 125. St. Thomas.
E. Preussii Engl. l. c. 126. Kamer.
E. angusticuneatum Engl. l. c. 126. Kamerun.
E. parvulum Engl. l. c. 127. St. Thomas.
Ficus borneensis Becc. Borneo 525 (Pi. Bo. n. 1246 et 274).
F. linearis Becc. l. c. (Pi. Bo. n. 2501).
F. uncinata Becc. l. c. 527 (Pi. Bo. n. 2458).
F. corylifolia Warb. (1901), Reliq. Dew. 215. Congogeb.
F. Dewevrei Warb. l. c. 215.
F. lingua Warb. l. c. 216 (nom.).
F. pachypleura Warb. l. c. 216 (nom.).
F. polybractea Warb. l. c. 216 (nom.).
F. pubicosta Warb. l. c. 216 (nom.).
F. Wildemaniana Warb. l. c. 217 (nom.).
F. Thymeana Bail. Queensl. Fl. 1469.
F. Hillii Bail. l. c. 1470.
F. Watkinsiana Bail. l. c. 1472.
F. mourilyanensis Bail. l. c. 1478.
F. esmeralda Bail. l. c. 1479.
F. crassipes Bail. l. c. 1480.
Fleurya urticoides Engl. in Jahrb. XXXIII. 122. Kamerun.
Girardinia marginata Engl. in Jahrb. XXXIII. 123. Kamerun.
Parartocarpus bracteata (King sub Artoc.) Becc. Borneo 632.
P papuana Becc. l. c. 688. N.-Guinea.
P. borneensis Becc. l. c. 684.
P. excelsa Becc. l. c. 684. Borneo.
Pilea Preussii Engl. in Jahrb. XXXIII. 123. Kamerun.
P. comorensis Engl. l. c. 124. Comor.
Pouzolzia fruticosa Engl. in Jahrb. XXXIII. 127. Harar.

Digitized by Google

Prainea frutescens Becc. Borneo 685. Borneo.
P. papuana Becc. l. c. 685. N.-Guinea.
P. cuspidata Becc. l. c. 686. Borneo.
P. Rumphiana Becc. l. c. 686. Amboina. (Metrosideros spuria Rumph., Ochna squarrosa L., Artoc. Fretissii Teysm. et Binn.)
Trema enantiophylla Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 259. Guatem.
Trymatococcus usambarensis Engl. in Jahrb. XXXIII. 117. D. O.-Afr.
T. Conrauanus Engl. l. c. 117. Kamer.
Urera Gravenreuthii Engl. in Jahrb. XXX. III. 120. Kamerun, wie die folg.
U. cordifolia Engl. l. c. 121.
U. Dinklagei Engl. l. c. 121.
U. Henriquesii Engl. l. c. 121. Angola.

Violaceae.

Ionidium paraguanense Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 784. Paraguay, wie die folg.
I. glaucum Chod. l. c. 784.
I. graminifolium Chod. l. c. 785.
I. rivale (rivalis) Arechev. An. mus. Montevideo IV. 8. t. 2. Urug.
Rinorea albidiflora Engl. in Jahrb. XXXIII. 184. Kamerun.
R. Batangae Engl. l. c. 184. Kamerun.
R. natalensis Engl. l. c. 185. Natal, Pondol.
R. Albersii Engl. l. c. 185. D. O.-Afr.
R. gracilipes Engl. l. c. 186. Kamerun.
R. comorensis Engl. l. c. 186. Comoren.
R. longicuspis Engl. l. c. 187. Kamerun.
R. Poggei Engl. l. c. 188. Congogeb.
R. Afzelii Engl. l. c. 188. Sierra Leone.
R. kamerunensis Engl. l. c. 189. Kamerun.
R. Preussii Engl. l. c. 140. Kamerun.
R. gabunensis Engl. l. c. 140. Gabun.
R. Elliotii Engl. l. c. 141. Sierra Leone.
R. Dinklagei l. c. 141. Kamerun.
R. Scheffleri Engl. l. c. 142. D. O.-Afr.
R. liberica Engl. l. c. 142. Liberia.
R. longisepala Engl. l. c. 148. Kamerun.
R. ferruginea Engl. l. c. 144. D. O.-Afr.
R. umbricola Engl. l. c. 144. Kamerun.
R. bipindensis Engl. l. c. 145. Kamerun.
R. insularis Engl. l. c. 145. Illa do Principe.
R. yaundensis Engl. l. c. 146. Kamerun.
R. Zenkeri Engl. l. c. 146. Kamerun.
R. Engleriana (Wildm. et Dur. sub Alsodeia) Wild. (1901) Reliq. Dewevr. 11. Congogeb.
Viola splendida W. Becker, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 750. Neapel.
V. Sieheana W. Becker, l. c. 751. Bessarab., Kl.-Asien.
V. caspia Freyn, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. Masenderân (V. sylvatica var. Rupr.).
V. Athois W. Becker, l. c. 854. Athos. (V. macedonica Sint. et Bornm.)
V. Yatabei Mak. Bot. mag. Tok. XVI. 122. Japan. (Viola phalacrocarpa var. pallida Yatabee.)

Digitized by Google

Viola Miyabei Mak. l. c. 124 (V. phalacrocarpa var. major Mak.).
V. multifida Mak. l. c. 125 (V. incisa var. Fr. et Sav.).
V. Savatieri Mak. l. c. 125 (V. inc. var. acuminata Fr. et Sav.).
V. Boissieuana Mak. l. c. 127 (V. Selkirkii Mak. non Pursh.).
V. Maximowicziana Mak. l. c. 128 (V. Selk. var. major Mak.).
V. Tokubuchiana Mak. l. c. 129.
V. Umemuraei Mak. l. c. 181.
V. shikokoana Mak. l. c. 182.
V. Matsumuraei Mak. l. c. 184.
V. kiusiana Mak. l. c. 188.
V. yazawana Mak. l. c. 158.
V. Leveillei Boissieu, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 91.
V. Fargesii Boissieu, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 888. China.
V. discurrens Greene, Pittonia V. 24—89. Canada.
V. nebulosa Gr. l. c.
V. Rydbergii Gr. l. c.
V. scopulorum Gr. l. c. (V. canadensis var. Gray).
V. neo-mexicana Gr. l. c. V. St. N.-Am.
V. muriculata Gr. l. c.
V. geminiflora Gr. l. c.
V. securigera Gr. l. c.
V. Austinae Gr. l. c.
V. galacifolia Gr. l. c.
V. subjuncta Gr. l. c.
V. parnassiifolia Gr. l. c.
V. anodonta Gr. l. c.
V. achyrophora Gr. l. c.
V. arizonica Gr. l. c.
V. Angellae Pollard, Torreya II. 24. Östl. V. St. Am.
V. Wilmattae Pollard et Cockerell, Proc. biol. soc. Washingt. XV. 177. V. St. N.-A.
V. tenuipes Pollard, Proc. biol. soc. Wash. XV. Okt. Ö. V. St. Am.
V. Mulfordiae Poll. l. c.

Vitaceae.

Ampelocissus Dekindtiana Gilg in E. Jahrb. XXXII. 188. Angola.
Cissus Picardaei Urb. Symb. antill. III. 817. W.-Ind.
C. macilenta Urb. l. c. 818.
C. lanceolata Malme, Bih. Vet. Ak. Handling. XXVII. n. 4. 6. 16. Brasil.
Vitis Woodrowii Stapf in Cooke, Fl. Bombay II. 248. Vord.-Ind.

Vochysiaceae.

Qualea speciosa Hub. Bot. mus. Para III. 425. Brasil.

Metachlamydeae.

Acanthaceae.

Asystasia glandulosa Lind. Engl. J. XXXIII. 189. D. O.-Afr.
A. riparia Lind. l. c. 189. Gallahochl.
A. excellens Lind. l. c. 190. Somali.
A. trichotogyne Lind. l. c. 190. Kamerun.
Barleria umbrosa Lind. Engl. J. XXXIII. 189. Südsomali.

Digitized by Google

Barleria taitensis Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 848. Br. O.-Afr. (B. stellato-tomentosa S. M. var. ukambensis Lind., B. salicifolia C. B. Cl. p. p.)
B. buddleioides Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 308. Kunene-Samb.-Geb.
Beloperone variegata Lind. Primit. fl. costaric. II. 315. Costarica.
B. urophylla Lind. l. c. 316.
Bravaisia grandiflora Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 255. Guat.
Brillantaisia Borellii Lind. Engl. J. XXXIII. 186. Dahomé.
Chaetacanthus hispidus Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 384. Orangest.
Chamaeranthemum Tonduzzii Lind. (1900) Prim. fl. costaric. 304.
Dicliptera iopus Lind. (1900) Primit. fl. costaric. II. 305. Costarica.
Dischistocalyx togoensis Lind. Engl. J. XXXIII. 188. Togo.
Ebermeiera subcapitata C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 348. Siam.
Eranthemum pumilio C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 350. Siam.
Hygrophila Evae Briq. Ann. conserv. Genève VI. 6. Ob.-Sambesi.
Hypoestes (?) Schmidtii C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 351. Siam.
Justicia potamophila Lind. Engl. J. XXXIII. 191. Somalil.
J. praetervisa Lind. l. c. 192. Kilimandsch.
J. vixspicata Lind. l. c. 192. Gallahochl.
J. schoensis Lind. l. c. 198. Abyssin.
J.*) linarioides Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 308. Cunene-Somb-Geb.
J. Kaessneri Spenc. Moore. Journ. of bot. XL. 345. Br. O.-Afr.
J. asymmetrica Lind. Primit. fl. costaric. II. 310. Costarica.
J. metallica Lind. l. c. 311.
J. Pittieri Lind. l. c. 312.
J. Tonduzzii Lind. l. c. 313.
Kolobochilus leiorrhachis Lind. Primit. fl. costaric. II. 308. Costarica.
Verwandt Stenostephanus, aber durch die allmählich erweiterte, gerade oder oben gekrümmte Kronenröhre verschieden. Nat. Pflzf. II (8b). 345. n. 161a.
K. blepharorrhachis Lind. l. c. 309.
Periblepharis Schwackeana (Taub. sub Luxemburgia) v. Tieghem, Journ. de bot. 291. Brasil.
Petalidium Gosswilleri Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 305. Angola.
P. tomentosum Sp. M. l. c. 306. Angola.
P. cirriferum**) Sp. M. l. c. 307. Cunene-Sambesi-Geb.
Ruellia cycniflora Lind. Engl. J. XXXIII. 187. Somalil.
R. lithophila Lind. l. c. 187. Somalil.
R. gongodes Lind. l. c. 187. D. O.-Afr.
R. tetrastichantha Lind. (1900) Primit. fl. costaric. II. 300. Costarica, wie die folg.
R. Biolleyi Lind. l. c. 301.
R. Tonduzzii Lind. l. c. 302.

*) Im Anschluss an Justicia bespricht Spencer le Moore die Nomenklatur von Haematacanthus: er benannte die Gattung Haemacanthus; ich hatte seiner Zeit gemeint, die Bildung Haematacanthus wäre besser. Zweifellos ist sie richtig und bleibt auch richtig trotz Haemanthus, Haemadictyon und Haemodorum, denn diese Namen sind alle falsch gebildet und die Bildung wird nicht richtig dadurch, dass man 3 Fälle anführt, in denen sie schon fehlerhaft vollzogen wurde. Da mir nun zur Genüge bekannt ist, dass manche Botaniker geflissentlich jede Emendation von Namen vermeiden, so habe ich l. c. auch nicht gesagt, dass der Name abzuändern wäre, sondern nur „besser wäre Haematacanthus.“
K. Schumann.

**) Die Schreibweise cirrhus, cirrhiferus ist falsch, cirrus ist ein lateinisches, kein griechisches Wort. K. Sch.

Digitized by Google

Schwabea salicifolia Lind. Engl. J. XXXIII. 191. Gallahochl.
Streblacanthus macrophyllus Lind. Primit. fl. costaric. II. 806. Costarica.
Strobilanthes parvibracteatus C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 849. Siam.
Thunbergia pratensis Lindau, Engl. J. XXXIII. 188. Abyssin.
T. nidulans Lind. l. c. 188. Togo.
T. nymphaeifolia Lind. l. c. 184. D. O.-Afr.
T. glandulifera Lind. l. c. 184. Südsomalil.
T. stelligera Lind. l. c. 185. D. O.-Afr.
T. glaberrima Lind. l. c. 185. D. O.-Afr.
T. schimbensis Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 842. Br. O.-Afr.

Apocynaceae.

Adenium coaetaneum Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 227. Seengeb. D. O.-Afr.
Alafia erythrophthalma (K. Sch. sub Tabernaem.) K. Sch. = A. grandis Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 196. Kamerun.
A. Schumannii Stpf. l. c. 197. Kamerun.
A. scandens (Thonn. et Schum. sub Nerium) (A. landolphioides K. Sch. nach Stpf. l. c. 197). Ob.-Guinea.
A. Butayei Stpf. l. c. 199. Nieder-Guin.
A. malouetioides K. Sch. = Holalafia multiflora Stpf. l. c. 201.
Ambelania grandiflora Hub. Bot. mus. Para III. 444. Brasil.
Apocynum frutescens Afz. = Secamone myrtifolia Bth. nach N. E. Br. Fl. trop. Afr. IV. 280. (Ichnocarpus Afzelii Roem. et Schult.)
Baissea calophylla (K. Sch. sub Codonura) Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 205. Kamer., wie die folg.
B. erythrosticta K. Sch. ms. bei Stpf. l. c. 206.
B. ochrantha K. Sch. l. c. 206.
B. zygodioides (K. Sch. sub Oncinotis) Stpf. l. c. 211. Sierra Leone.
B. odorata K. Sch. l. c. 212. Kamerun.
B. elliptica Stpf. l. c. 215. Kamerun.
Callichilia monopodialis (K. Sch. sub Tabern.) Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 181. Kamer. Gehört zu den Tabernaemontanen mit pfeilförmigen Beuteln, die Röhre der Corolle ist oberhalb der Staubgefässe erweitert.
C. Mannii Stpf. l. c. 182. Kamerun.
C. inaequalis (Pierre sub Tabern.) Stpf. l. c. 182. Kamer., Gabun.
C. subsessilis (Benth. sub Tabern.) Stpf. l. c. 182. Ober-Guinea.
C. Barteri (Hook. f.) Stpf. l. c. 188. Ober-Guinea.
Carissa tetramera Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 91. D. Ost-Afr.
Carpodinus calabericus Stpf. = Landolphia bracteata Dewèvre bei Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 42.
C. Schlechteri*) K. Sch. bei Stpf. l. c. 75. Congogeb.
C. tenuifolia*) Pierre bei Stpf. l. c. 78. Gabun.
C. Klainei*) Pierre bei Stpf. l. c. 79. Gabun.
C. rufinervis*) Pierre bei Stpf. l. c. 79. Gabun.
C. landolphioides (Hall. f. sub Clitandra) Stpf. l. c. 80. Kamerun.
C. glabra*) Pierre bei Stpf. l. c. 81. Gabun.
C. trichanthera* Pierre bei Stpf. l. c. 82. Gabun.
C. fulva*) Pierre bei Stpf. l. c. 87. Gabun.
C. Jumellei*) Pierre bei Stpf. l. c. 88.

*) Wurden als nomina nuda veröffentlicht.

Digitized by Google

Carpodinus Gentilii de Wild. Apocyn. rec. par Gentil (1900) 28. Congostaat.
Clitandra parvifolia Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 68. Gabun.
C. togolana (Hallier f. sub Cylindrops.) Stpf. l. c. 64. Togo.
C. alba Stpf. l. c. 65. Ober-Guinea.
C. Staudtii Stpf. l. c. 67. Kamerun.
Conopharyngia longiflora (Bth.) Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 142. Ober-Guinea.
Ausgezeichnet durch pfeilförmige Beutel, allmählich unter den Staubblättern zusammengezogene Kronenröhre, welche in der Mitte jene trägt. Nat. Pflzf. IV (2). 148. n. 48b.
C. contorta (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 142. Kamerun.
C. Smithii (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 148. Congo.
C. Thonneri (de Wild. et Dur. sub Tabern.) Stpf. l. c. 148. Congo.
C. durissima (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 144. Kamer., Gabun.
C. Jollyana (Pierre sub Tabern.) Stpf. l. c. 144. Ober-Guinea.
C. crassa (Bth. sub Tabern.) Stpf. l. c. 145. Liberia.
C. Cumminsii Stpf. l. c. 145. Ober-Guinea. (T. crassa Cummini.)
C. pachysiphon (Stpf. sub. Tabern.) Stpf. l. c. 145. Ober-Guinea.
C. Holstii (K. Sch. sub Tabern.) Stpf. l. c. 146. Uganda, Usamb.
C. angolensis (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 146. Angola, Nyassal.
C. Stapfiana (Britt. sub Tabern.) Stpf. l. c. 147. Nyassal.
C. Johnstonii Stpf. l. c. 147. Uganda.
C. stenosiphon (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 148. St. Thomas.
C. brachyantha (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 148. Kamerun.
C. usambarensis (K. Sch. sub Tabern.) Stpf. l. c. 148. Br. u. D. O.-Afrika. (T. ventricosa Britten.)
C. (?) penduliflora (K. Sch. sub Tabern.) Stpf. l. c. 149. Kamerun.
C. elegans (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 150. O.-Afr.
Cycladenia venusta Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 77. Calif.
Diplorrhynchus angustifolia Stpf. Fl. Tr. Afr. IV. 107.
Ecdysanthera napeensis Pierre, Compt. rend. acad. Paris CXXXIV. 486. Annam.
Ervatamia coronaria (Willd. sub Tabern.) Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 127. Indien.
Umfasst die ostindischen bis australischen Arten von Tabernaemontana, ausgezeichnet durch oblongen Narbenkopf mit zweispitzigen Ende; Teilfrüchte häufig geschnäbelt und später ausgebreitet, nicht geflügelt. Nat. Pflzf. IV. (2) 148. n. 48c.
Gabunia psorocarpa Pierre bei Stpf. Fl. Tr. Afr. IV. 137. Gabun.
Gehört ebenfalls zu den Tabernaemontanen mit pfeilförmigen Antheren; die Antheren stehen nahe am Grunde und die Früchte sind von Rippen durchzogen. Nat. Pflzf. IV (2). 148. n. 48d.
G. brachypoda (K. Sch.) Stpf. Fl. Tr. Afr. IV. 137. Kamerun.
G. latifolia Stpf. l. c. 137. Gabun. (Tabern. eglandulosa Stpf. exp.)
G. longiflora Stpf. l. c. 138. Fernando Po.
G. glandulosa Stpf. l. c. 138. Sierra Leone.
G. eglandulosa (Stpf. sub Tabern.) Stpf. l. c. 138. Ober-Guinea.
G. crispiflora (K. Sch. sub Tabern.) Stpf. l. c. 139. Gabun. (T. eglandulosa Stpf. ex p.)
Guerkea uropetala K. Sch. = Baissea tenuiloba Stpf. nach Fl. tr. Afr. IV. 214.
G. floribunda K. Sch. = B. dichotoma Stpf. l. c. 215.
G. Schumanniana Wild. et Dur. = B. axillaris Stpf. l. c. 217.
Hancornia amapá Hub. Bot. mus. Para III. 443. Brasil.

Digitized by Google

Hunteria Ballayi Hua, Bull. mus. 1902. p. 279. 281. Gabun.
Kickxia Zenkeri K. Sch., K. Gilletii de Wild. = Funtumia africana Stpf. Fl. Tr. Afr. IV. 190.
K. Scheffleri K. Sch., K. congolana de Wild. = F. latifolia Stpf. l. c. 192.
Landolphia kilimandjarica Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 84. Kilimandsch.
L. Buchananii (Hall. f. sub Clitandra) Stpf. l. c. 85. Nyassal.
L. Cameronis Stpf. l. c. 85. Nyassal.
L. leonensis Stpf. l. c. 86. Sierra Leone.
L. robusta (Pierre sub Ancylobotrys) Stpf. l. c. 48. Span., Gabun. (L. scandens? Hall. fol., L. Mannii de Wild.)
L. Tayloris Stpf. l. c. 45. Br. O.-Afr.
L. pachyphylla Stpf. l. c. 45. Nyassal.
L. ferruginea Stpf. l. c. 46. Ober-Guin. (L. scand. var. Hall. fil.)
L. Gentilii de Wild. = L. owariensis P. de B. nach Stpf. l. c. 50.
L. Dewevrei Stpf. l. c. 52. Congostaat.
L. humilis K. Sch. bei Stpf. l. c. 58. Congost.
L. pyriformis (Pierre sub Ancylobotrys) Stpf. l. c. 60. Gabun.
L. dondeensis Busse, Engl. J. XXXII. 165. Usamb.
L. Stolzii Busse l. c. 168. Usamb.
Leuconotis elastica Becc. Nelle For. di Borneo; 358, 562. 668. fig. 59. Borneo.
Malouetia africana K. Sch. = M. Heudelotii A. DC. nach Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 195. W.-Afr.
Motandra pyramidalis Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 225. Angola. (M. guineensis Hiern non DC.)
Oncinotis melanocephala K. Sch. = Zygodia melanoc. Stpf. Fl. tr. Afr. 219.
O. glandulosa Stpf. l. c. 221. Kamerun.
O. Batesii Stpf. l. c. 221. Kamer.
Parapodium crispum N. E. Br. Icon. pl. t. 2744. Capl.
Pleiocarpa salicifolia Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 99. Sierra Leone.
P. pycnantha (K. Sch. sub Hunteria) Stpf. l. c. 99. Seengeb. C.-Afr.
P. micrantha Stpf. l. c. 100. Ober-Guinea.
P. flavescens Stpf. l. c. 100. Ober-Guinea.
P. breviloba (Hall. fil. sub Hunteria) Stpf. l. c. 102. Franz. Congo.
P. camerunensis (K. Sch. sub Hunt.) Stpf. l. c. 102. Kamerun.
P. microcarpa Stpf. l. c. 102. Ghasalquellgeb. (Hunt. pycnantha Hall. fil. ex p.)
Pleioceras Afzelii (K. Sch. sub Wrightia) Stpf. Fl. trop. Afr. IV. 166. Sierra Leone.
P. Zenkeri Stpf. l. c. 167. Kamer.
P. Gilletii Stpf. l. c. 167. Unter-Kongo.
Plumiera Marchii Urb. Symb. antill. III. 384. W.-Ind. (P. Tenorii Gris. non Gasparr.)
P. stenopetala Urb. l. c. 385.
P. Paulinae Urb. l. c. 386.
P. biglandulosa Urb. l. c. 387.
P. gibbosa Urb. l. c. 388.
P. domingensis Urb l. c. 388.
Polyadea umbellata (K. Sch. sub Carpodinus) Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 106. Ober-Guinea, Kamerun.
Ist verwandt Hunteria, enthält aber viele Samenanlagen in einem Fache. Nat. Pflzf. IV (2). 151. n. 52a.
P. Elliotii Stpf. l. c. 104. Sierra Leone.

Digitized by Google

Pterotaberna inconspicua Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 126. Kamer., Gab.
Ähnlich gewissen ostindischen Arten, aber der Griffel ist von den Antheren entfernt; ausgezeichnet durch geflügelte Früchte. Nat. Pflzf. IV (2). 148. n. 48a.

Rauwolfia Welwitschii Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 110. Angola. (R. caffra var. natal. Stpf.)

R. obliquinervis Stpf. l. c. 112. D. O.-Afr. (R. ochrosioides K. Sch.)

R. Goetzei Stpf. l. c. 118. D. Ost-Afr.

R. cardiocarpa K. Sch. = R. Mannii Stpf. l. c. 118.

R. Cumminsii Stpf. l. b. 114. Ober-Guin.

R. monopyrena K. Sch. = R. mombasiana Stpf. l. c. 114.

R. Senegambiae DC., R. pleiosciadia K. Sch., R. Stuhlmannii K. Sch., R. congolana Wild. et Dur. = R. vomitria Afzel. nach Stpf. l. c. 115.

Strophanthus holosericeus Gilg, Engl. J. XXXII. 157. Afrik. Seengeb.

S. Stuhlmannii Pax, S. Fischeri Hartw. = S. Eminii Aschers. et Pax.

S. Thierryanus Gilg l. c. 158. Togogeb.

S. Schlechteri Gilg l. c. 158. Kamerun.

S. Wildemanianus Gilg l. c. 159. Congo.

S. mirabilis Gilg l. c. 159. Gallahochl.

S. erythroleucus Gilg l. c. 160. Kamerun.

S. grandiflorus (N. E. Br.) Gilg l. c. 161. Ost-Afr. (S. Petersianus var. N. E. Br., S. sarmentosus var. verrucosus Pax.)

S. verrucosus Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 181. Br. D. Ost-Afr. (S. sarmentosus var. Pax, S. grandiflorus Gilg.)

S. ecaudatus Rolfe = S. Welwitschii K. Sch. nach Stpf. l. c. 183. (Baill. sub Zygonerium.)

Tabernaemontana Volkensii K. Sch. = Rauwolfia Volkensii Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 116.

Tabernanthe bocca Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 121. Congo.

T. subsessilis Stpf. l. c. 128. Angola.

T. Mannii Stpf. l. c. 128. Gabun. (T. iboga Oliv. non Baill.)

T. albiflora Stpf. = T. iboga Baill. nach Stpf. l. c. 124.

Vahadenia Laurentii Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 80. Congogeb.
Verwandt Landolphia, aber abweichend durch die grossen, bleibenden, spreizenden Kelchblätter, sehr zahlreiche Kelchdrüsen, fleischige Blumenkrone und holziges Perikarp. Nat. Pflzf. IV (2). 180. n. 18a.

Voacanga Thouarsii Hiern non R. et Sch. = V. obtusa K. Sch. nach Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 158.

V. spectabilis Stpf. l. c. 155. Angola.

V. lutescens Stpf. l. c. 157. D. O.-Afr., Nyassal. (V. africana Stpf. pr. p. V. Boehmii K. Sch. pp.)

V. Chalotiana Pierre bei Stpf. l. c. 158. Franz. Congo.

V. psilocalyx Pierre l. c. 159. Gabun.

V. Zenkeri Stpf. l. c. 159. Kamerun.

Willoughbya sarawakensis Pierre in Becc. Borneo. 608.

Wrightia Stuhlmannii K. Sch. = Alafia lucida Stpf. Fl. tr. Afr. IV. 198. (A. reticulata K. Sch.)

Zygodia axillaris Benth. = Baissea axillaris Hua, Compt. rend. acad. Paris CXXXIX. 856.

Digitized by Google

Asclepiadaceae.

Asclepias Randii Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 255. Rhodes.

Blepharodon angustifolius Malme, Bih. Vet. Ak. Handl. XXVII. n. 8. 82. Parag.

Brachystelma praelongum Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 884. Orange-St.

Ceropegia Lugardae B. E. Br. Gard. Chron. III. ser. XXX. 308. Ngami-See.

Cryptolepis decidua N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 248. Angola, Hererol. (Pl. sub Curroria.)

C. Hensii N. E. Br. l. c. 246. Congogeb.

C. producta N. E. Br. l. c. 247. Angola.

C. Baumii N. E. Br. l. c. 247. Angola.

C. Sizenandii Rolfe = C. Brazzaei Baill. nach l. c. 248.

C. myrtifolia Schlecht. = C. Welwitschii Hiern l. c. 248.

C. suffruticosa (K. Sch. sub Ectadiopsis) N. E. Br. l. c. 251. D. O.-Afr.

Cynanchum praecox Schlecht. bei Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 256. Rhodes.

Dischidia pectenoides Pearson, Journ. Linn. soc. XXXV. 377. t. 9. Philipp.

Kanahia glaberrima (Oliv. sub Gomphocarpus) N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 297. Seengeb., Mozamb.

K. consimilis N. E. Br. l. c. 298. Lagos, Kamerun.

Marsdenia guaranitica Malme, Bih. Vet. Ak. Handl. XXVII. 85. Parag.

Oxypetalum vestitum Malme, Bih. Vet. Ak. Handl. XXVII. n. 8. t. 18. Parag.

O. subcapitatum Malme l. c. 20.

O. Hasslerianum Malme l. c. 22.

O. ophiuroideum Malme l. c. 24.

O. marginatum Malme l. c. 25.

O. clavatum Malme l. c. 27.

O. Chodatianum Malme l. c. 29.

Pachycarpus rhinophyllus (K. Sch. sub Gomphoc.) N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 377. D. O.-Afr.

Parquetina gabonica Baill. = Periploca nigrescens Afz. nach N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 258.

Pentatropis fasciculatus (K. Sch. sub Pentarrhin.) N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 381. D. O.-Afr.

Periploca latifolia K. Sch. = Chlorocodon Whiteii Hook. f. nach N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 255.

Pleurostelma africanum Schlecht. = Tacazzea africana N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 262.

Rhaphiacme jurensis N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 272. Br. O.-Afr.

R. denticulata N. E. Br. l. c. 275. Br. C.-Afr.

Roulinella unifaria (Scheele sub Gonolob.) Vail, Torr. bot. cl. XXIX. 668. Texas. Gattungscharaktere sind nicht angegeben.

R. Columbiana Vail l. c. 664. Columbia.

R. Palmeri (Watson sub Roulinia) Vail l. c. 664. Mex.

R. racemosa (Jacq. sub Cynanchum) Vail l. c. 665. Venez., Guatem.

R. lignosa Vail l. c. 666. Mex.

R. foetida (Cov. sub Asclep.) Vail l. c. 667. Mex.

R. jaliscana Vail l. c. 668. Mex.

Schizoglossum Whytei N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV, 357. Nyassal.

S. gwelense N. E. Br. l. c. 360. Rhodesia.

Digitized by Google

Schizoglossum Baumii Schlecht. ms. bei N. E. Br. l. c. 861. Angola.
S. multifolium N. E. Br. = S. Nyasae Britt. et Rendle nach N. E. Br. l. c. 863.
S. aviculare N. E. Br. l. c. 863, Nyassal.
S. Welwitschii (Rendle sub Odontost.) N. E. Br. l. c. 865. Angola.
S. Carsonii (N. E. Br. sub Xysmal.) N. E. Br. l. c. 866. Nyassal., Rhodesia.
S. spurium (N. E. Br. sub Xysmal.) N. E. Br. l. c. 867. Nyassal. (Asclep. mashonensis Schlecht.)
S. dolichoglossum (K. Sch. sub Xysmal.) N. E. Br. l. c. 867. D. O.-Afr.
S. firmum (Schlecht. sub Asclep.) N. E. Br. l. c. 868. Angola.
S. simulans N. E. Br. l. c. 869. Nyassal.
S. eximium (Schlecht. sub Asclep.) N. E. Br. l. c. 870. D. O.-Afr.
S. distincta (N. E. Br. sub Margaretta) N. E. Br. l. c. 871. Nyassal.
S. strictissimum Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 254. Rhodesia.
S. Huttoniae Spenc. Moore l. c. 388. Natal.
S. crassipes Spenc. Moore l. c. 888. Orange-St.
Secamone leonensis N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 281. Sierra Leone.
S. usambarica N. E. Br. l. c. 281. (S. emetica var. glabra K. Sch.)
S. floribunda N. E. Br. l. c. 282. D. O.-Afr.
S. mombasica N. E. Br. l. c. 284. Br. O.-Afr.
Stapelia maculosoides N. E. Br. Gard. Chron. III. ser. XXX. 270. Capl.
S. incomparabilis N. E. Br. l. c. 406. Vaterl.? kultiv.
S. atrosanguinea N. E. Br. l. c. 425. N.-Kalahari.
S. bella A. Berger, Gard. Chr. III. ser. XXXI. 187. Vaterland unbekannt (vielleicht ein Bastard einer Stapletonia und einer Tromotriche).
Stomatostemma Monteiroae N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 253.
Verwandt Cryptolepis, aber Coronazipfel unter den Buchtentaschen der Blumenkronenzipfel, Blumenkrone mehr glockig und breiter. Nat. Pflzf. IV. (2). 219. n. 27a.
Tacazzea volubilis (Schlecht. sub Raphionacme) N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 262.
T. rosmarinifolia (Dene. sub Aechmolepis) N. E. Br. l. c. 268. Angola.
Toxocarpus africanus Oliv. = Secamone platystigma K. Sch. non N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 280.
T. racemosus (Bth. sub Rhynchostigma) N. A. Br. Fl. tr. Afr. IV. 287. Kamerun.
T. brevipes (Benth. sub Rhynch.) N. E. Br. l. c. 287. Ober-Guin., Congo. (Secamone rubiginosa K. Sch.)
T. parviflorum (Benth. sub Rhynch.) N. E. Br. l. c. 288. Gabun.
Vincetoxium bulligerum Speg. (1902). An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 29. Patagonien.
Xysmalobium Holubii p. p. = X. decipiens N. E. Br. Fl. tr. Afr. IV. 301. Angola.
X. Schumannianum Sp. Moore = X. reticulatum N. E. Br. l. c. 303 (Schiz. truncalutum K. Sch.).
X. Heudelotianum Sc.-Ell. non Dene. = X. membraniferum N. E. Br. l. c. 304.
X. trilobatum (Schlecht. sub Woodia) N. E. Br. l. c. 306. C.-Afrika.
X. lapathifolium K. Sch. non Desc. = X. dispar N. E. Br. l. c. 307.
X. barbigerum N. E. B. l. c. 308. Angola.
X. Cecilae N. E. Br. l. c. 310. Mozamb.
X. grande N. E. Br. l. c. 311. Angola. (Glossostelma angolense Schlecht.)
X. spathulatum (Schlechtr. sub Gomphoc.) N. E. Br. l. c. 312.
X. gramineum Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 254. Rhodesia.

Digitized by Google

Bignoniaceae.

Jacaranda chapadensis Barb. Rodr. Contr. jard. Rio I. 68. t. 10. fig. B. 1—9. Brasilien.
Radermachera pentandra Hemsl. Icon. pl. t. 2728. China.
Rhigozum somalense Hallier fil. Engl. Jahrb. XXXII. 127. Somali.

Borraginaceae.

Amsinckia pseudolycopodioides (Clos) Speg. (1902). An. soc. cient. Arg. XLVIII. 29. Patag.
A. patagonica Spegazz. Anal. soc. cient. Argent. 1902. p. 89. Patag.
Cordia Hassleriana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 815. Paraguay.
C. uruguaya Arech. An. mus. Montevid. IV. 16. Urug.
Cryptanthe depressa Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 29. Idaho.
C. Howellii A. Nels. l. c. 80 (C. multicaulis Howell non A. Nelson.)
C. monosperma Greene, Pittonia V. 58—55. Ver. St. N.-A.
C. grisea Gr. l. c.
C. simulans Gr. l. c.
C. fallax Gr. l. c.
C. horridula Gr. l. c.
C. vitrea Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 292. Calif.
Echinospermum patagonicum Speg. An. soc. cient. XLVIII. Sep. 87. Patag.
Echium Barattei de Coincy, Journ. de bot. XVI. 228. Marocco.
E. decipiens Pomel = E. confusum var. de Coincy l. c. 280.
E. dumosum de C. l. c. 281. Marocco.
E. aequale de C. l. c. 282. Marocco.
E. velutinum de C. l. c. 260. Marocco.
E. Wildpretii Pearson, Bot. mag. t. 7847. Canar.
E. Bonnettii de Coincy, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 748. Canar.
Ehretia viscosa Fernald, Trees and shrubs I. 25. t. 18. Mexico.
Eritrichium elongatum Will. F. Wight, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 408. Color., Mont. (E. aretioides var. Rydb.)
E. splendens Kearney bei Will. F. Wight l. c. 410. Alaska.
E. argenteum W. F. Wight l. c. 411. Colorado.
E. mesembrianthemoides Speg. An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 88. Patag.
Halacsya Sendtneri (Sendtn. sub Zwackhia*) Dörfl. Sched. hb. nom. XLIV. XLV.
Heliotropium xerophilum Cockerell, Bot. Gaz. XXXIII. 378. N.-Mexico.
H. Hasslerianum Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 817. Paraguay.
Lappula anoplocarpa Greene, Ottawa nat. XVI. 89.
L. Hendersonii Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIV. 539. Washingt., Oreg.
L. trachyphylla Piper l. c. 540. Mont.
L. saxatilis Piper l. c. 541. Washingt.
L. Cusickii Piper l. c. 542. Oregon.
L. setosa Piper l. c. 544. Oreg., Calif.
L. cinerea Piper l. c. 544. Idaho.
L. scaberrima Piper l. c. 545. Color.
L. californica (Gray sub Echinospermum) Piper l. c. 546. Calif., Oregon.
L. velutina Piper l. c. 546. Calif.
L. Cottonii Piper l. c. 549. Washingt.

*) Zwackhia Körb. 1855 ist eine Flechtengattung; sie wurde aber schon bei diesen eingezogen, so dass der Name hier bleiben kann.

Digitized by Google

Lappula columbiana Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 29. Washingt., Idaho.
L. cucullata A. Nels. l. c. 29. Wyoming.
L. gracilenta Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 528. Color.
Mertensia alaskana Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 287. Alaska.
M. coriacea Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 402. Wyom.
M. coronata Av. Nels. l. c. 403. Wyom.
Myosotis aspera Velen. Sitzungsber. Ges. Wiss. Prag. 1902. Mai. Bulg.
M. vestita Velen. l. c.
Oreocarya cana Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 80. Wyoming.
Oxyosmiles viscocissima Spegazz. (1901) Com. mus. nat. Buen. Air. I. 316. t. 5. fig. 10—18. Argent.

Soll eine Borraginacee aus der Verwandtschaft von Ehretia sein, durch mehrere Merkmale aber zu den Apocynaceae Carisseae hinneigen.

Symphytum nodosum Schur = S. foliosum Rehm. ex Woloszczak, H. Polsk. Cent. IX.
Trichodesma macrantherum Gürke in Engl. J. XXXII. 142. Angola, wie die folgenden.
T. Dekindtiana Gürke l. c. 142.
T. arenicola Gürke l. c. 148.
Valentina patagonica Spegazz. Anal. soc. cient. Arg. 1902. p. 86. Patag.

Steht zwischen Tournefortia und Cochranea, von beiden durch die kreuzgegenständigen Blätter verschieden. Nat. Pflzf. IV (8a). 97. n. 15a.

Calyceraceae.

Boopis (?) Ameghinoi Speg. (1901) An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 69. Patag.
B. subscandens Speg. l. c. 70.
B. leptophylla Speg. l. c. 71.
B. chubutensis Spegazz. Anal. mus nac. Buen. Air. XII. 300. Patag.
B. patagonica Speg. l. c. 301 (B. alpina Sp. non Poepp.).
Gamocarpha Ameghinoi (Speg. sub Boopis) Speg. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 302. Patag.
G. caleofuensis Speg. l. c. 303.
G. patagonica Speg. l. c. 303.
G. subandina Speg. l. c. 305.
Nastanthus chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. VII. 306. Patagon.
N. patagonicus Speg l. c. 307.

Campanulaceae.

Campanula grassatensis Witasek, Abhandl. K. K. zool. bot. Ges. I.
C. Willkommii Wit. l. c.
C. Fritschii Witasek l. c.
C. stylocampa Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 525. N.-W.-Territ.
C. Baileyi Eastw. l. c. 525. Calif.
Canarina abyssinica Engl. in Jahrb. XXXII. 116. Gallahochl.
Centropogon uncinatus Zahlbr. Beih. bot. Cb. XIII. 84. t. 3. fig. 4. t. 5. fig. 3. Ecuador.
Cyphia Antunesii Engl. in J. XXXII. 147. Angola.
Lightfootia divaricata Engl. in Jahrb. XXXII. 117. Harar.
Lobelia longisepala Engl. in Jahrb. XXXII. 117. Usamba.
L. Erlangeriana Engl. l. c. 118. Gallahochl.
L. Dekindtiana K. Sch. in Engl. J. XXXII. 147. Angola.
L. Gouldii Fitzger. Vict. Nat. XVIII. 104. W.-Austr.

Digitized by Google

Caprifoliaceae.

Lonicera saccata Rehder, Trees and Chrubs I. 39. t. 20. China.
L. Koehneana Rehd. l. c. 41. t. 21. China.
L. ferruginea Rehd. l. c. 43. t. 22. China.
L. arizonica Rehd. l. c. 45. t. 28. Arizona, Utah.
L. kabylica Rehder, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 290. N.-Afrika. (L. arborea var. Batt.)
Triosteum aurantiacum Bicknell (1901), Torreya I. 26. Östl. V. St. A.
Viburnum bitchuense Mak. Bot. mag. Tok. XVI. 156. Japan.

Compositae.

Abasoloa taboarda Llave et Lex. = Sabacia Michoacana Rob. nach Will. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1021.
Achillea laxiflora Pollard et Cockerell, Proc. biol. soc. Washingt. XV. 179. Ver. St. N.-A.
Ainslieaea elegans Hemsl. Icon. pl. t. 2747. China.
Antennaria Hendersonii Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 221. Washington.
A. leucophaea Pip. l. c. 221. Washingt.
Anthemis cotiformis Velen. Sitzungsber. Ges. Wiss. Prag. 1902. Mai. Bulg.
A. orbelica Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 155. Bulgarien.
Arctotis Gumbletonii (1901), Bot. mag. t. 7796. Namal.
Arnica aurantiaca Greene (1901), Torreya I. 42.
A. laevigata Greene, Ottawa nat. XV. 280. Br. Columb.
A. aprica Greene l. c. 280.
A. confinis Greene l. c. 281.
A. aspera Greene l. c. 281. Washingt.
Artemisiopsis linearis Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 331. t. 8. Nyassal. Gehört zu den Eugnaphalieae, verwandt Amphidoxa, aber der Pappus der männlichen Blüte becherförmig, der weiblichen ähnlich aber mit Borsten versehen. Nat. Pflzf. IV (5). 185. n. 216a.
Arthrixia nyassana Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 339. Nyassal.
Aspilia Eenii Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 345. Damaral.
A. leucanthemum Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 891. Parag.
A. Hassleriana l. c. 891. Argent.
Aster subcoerulea S. Moore 1902, Gard. Chron. III, ser. XXX. 385. N.-W.-Ind.
A. arcticus Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 295. Alaska.
A. Greatai Parish, Bull. soc. Calif. ac. sc. I. 14. fig. 2. Calif.
A. Durbrowii Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 292. Calif.
A. microlonchus Greene, Ottawa natur. XV. 278. Br. Columb.
A. nardophyllum O. Ktze. = Nardophyllum humile A. Gr. nach Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII.
Atractylis aristata Rouy, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 291. N.-Afrika.
Baccharis tandilensis Speg. (1901), Fl. Tandil 26. Argent.
B. melanopotamica Speg. (1901), An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 88. Patag.
Bidens robustior Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 349. Masail.
B. ukambensis Sp. M. l. c. 350. Br. O.-Afr.
Blepharispermum minus Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 340. Br. O.-Afr.
Blumea subracemosa (Miq. sub Conyza) C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 142. Siam.
Brachycladus Stuckerti Spegazz. (1899), Com. mus. nac. Buen. Air. I. 133. Argent.
B. obtusifolius O. Ktze. = B. caespitosus (Phil. sub Lavidia) Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 18.

Digitized by Google

Brachycladus megalanthus Speg. l. c. 19.
B. pygmaeus O. Ktze. = Perezia sessiliflora Speg. l. c. 22.
Brachylaena huillensis O. Hffm. Engl. J. XXXII. 149. Angola.
Brauneria paradoxa Nort. Trans. acad. S. Louis XII. 40. t. 8. Texas.
Cacalia sulcata Fernald, Bot. Gaz. XXXIII. 157. Georgia.
Calea Bakeriana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 395. Parag. (C. cuneifolia DC. var. paraguariensis Bak.)
C. formosa Chod. l. c. 396.
C. nitida Chod. l. c. 396.
Carduncellus atractyloides Coss. et Dur. ms. bei Rouy, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 291. t. 2. fig. 1. N.-Afrika.
C. Battandieri Cheval. et Burratte bei Rouy l. c. 293. t. 2. fig. 2.
Carduus ruwenzoriensis Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 365. Br. C.-Afr.
C. Macounii Greene, Ottawa nat. XVI. 88.
Cenia albo-villosa Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 381. Orange-St.
Centaurea inermis Velen. Östr. bot. Zschr. LII. 154. Bulgarien.
C. Fritschii Hayek, Denkschr. Wien. Akad. LXXII (C. scabiosa Scop. non L., C. coriacea Rchb. non el.).
C. Murbeckii Hayek l. c. (C. atropurpurea var. diversifolia Murbeck).
C. argyrolepis Hayek l. c. (C. Gaudini Müllner non R. Br.)
C. Stohlii Hayek l. c. (C. jacea β pectinata Duftschmidt).
C. smolinensis Hayek l. c. Bosnien.
C. aterrima Hayek l. c. Bosnien.
Chuquiragua spinosa Don, var. Morenonis O. Ktze. = Ch. argentea (Speg. sub Doniophyton) Speg. (1902), An. soc. cient. XLVIII. Sep. 17.
C. erinacea Speg. non Don = Ch. hystrix Don nach Speg. l. c. 18.
Cineraria Buchananii Spencer Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 352. Nyassal.
C. Hamiltoni Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 382. Orange-St.
Conyza straminea Chod, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 388. Argent.
Coreopsis ruwenzoriensis Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 345. Br. C.-Afr.
C. Elliotii Sp. M. l. c. 346. Br. C.-Afr.
C. ugandensis Sp. M. l. c. 347. Br. C.-Afr.
C. Jacksonii Sp. M. l. c. 347. Br. O.-Afr.
C. Whytei Sp. M. l. c. 348. Nyassal.
C. falcata Boynton, Biltm. bot. stud. I. 141. N.-Carol.
C. stenophylla Boynt. l. c. 141. Louisiana.
Crassocephalum ruwenzoriense Spencer Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 352. Brit. C.-Afr.
C. notonioides Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 341. Tr. O.-Afr.
Crepis trojanensis Urumoff (1901) Zarn. nar. umotvor. XVII. Bulg.
Dimorphotheca Dekindtii O. Hffm. in Engl. J. XXXII. 152. Angola.
Echinops angustilobus Spencer Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 368.
Erigeron jacinteus Hall in Univ. Calif. publ. bot. I. 727. Calif.
E. fragilis Greene, Bull. South. Calif. acad. I. 89. Calif.
E. striatus Gr. l. c. 89. Calif.
E. acutatus Greene, Ottawa nat. XVI. 88.
E. obtusatus Gr. l. c. 88.
Eriocephalus Eenii Spencer Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 351. Damaral.
Erlangea spissa Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 307. Trop. Afr.
E. Smithii Sp. M. l. c. 307. Stephanie-See.

Digitized by Google

Erlangea brachycalyx Sp. M. l. c. 809. Br. O.-Afr.
E. ruwenzoriensis Sp. M. l. c. 809. C.-Afr.
E. boranensis Sp. M. l. c. 810. Trop. N.-O.-Afr.
E. marginata (Hiern et Oliv. sub Vernonia) Sp. M. l. c. 810. Br. O.-Afr.
E. calycina Sp. M. l. c. 811. Br. O.-Afr.
E. laxa (N. E. Br. sub Bothriocline) Sp. M. l. c. 818.
E. longipes (N. E. Br. sub Bothr.) Sp. M. l. c. 818.
E. Schimperi (Oliv. et Hi. sub Bothr.) Sp. M. l. c. 818.
E. centaureoides (Sp. M. sub Stephanolepis) Sp. M. l. c. 818.
E. alternifolia (O. Hoffm. sub Bothr.) Sp. M. l. c. 818.
E. misera (Oliv. et Hi. sub Vernonia) Sp. M. l. c. 813.
E. Moramballae (Oliv. et Hi. sub Vern.) Sp. M. l. c. 818.
E. pauciseta (O. Hoffm. sub Bothr.) Sp. M. l. c. 818.
E. cordifolia (Oliv. et Hi. sub Gutenbergia) Sp. M. l. c. 818.
E. marginata (Oliv. et Hi. sub Vernonia) Sp. M. l. c. 818.
Eupatorium aureo-viride Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 309. Argent., wie die folg.
E. lysimachioides Chod. l. c. 810.
E. radula Chod. l. c. 811.
Euryops Jacksonii Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 361. Br. O.-Afr.
Gaertneria*) tomentosa (Nutt. sub Ambrosia) Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 84.
G. Grayi A. Nels. l. c. 85 (Franseria tom. Gray).
Galatella albanica Deg. Term. tud. Közl. 1901. Balkanhalbins.
Geigeria intermedia Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 881. Transv.
Gnaphalium exilifolium Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 406 (G. angustifolium Nels. non Lam.).
Gnaphalium Macounii Greene, Ottawa nat. XV. 279. Br. Columb.
G. proximum Gr. l. c. 279. Wyoming.
Grindelia Volkensii O. Ktze. = G. speciosa Lindl. et Paxt. nach Speg. An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 74.
Gutenbergia pembensis Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 889. Br. O.-Afr.
Gynura Proschii Briq. Ann. conserv. Genève VI. 8. Ob. Sambesi.
Haplopappus Ameghinoi Speg. (1901) An. soc. cient. Arg. XLVII. 74. Patag.
H. Illinii Speg. l. c. 75.
H. Mustersii Speg. l. c. 77.
H. tehuelches Speg. l. c. 78 (H. patagonicus Speg. non Phil.).
Helenium badium Greene, Pittonia V. 55 (H. tenuifolium var. Gr.). N.-Am.
Helianthus Kellermannii Britton, Ohio nat. II. 179. V. S. A.
H. carnosus Small, Torreya II. 74. Florida.
H. utahensis Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 405. Wyom. (H. giganteus var. Eaton).
Helichrysum Antunesii O. Hoffm. Engl. J. XXXII. 149. Angola.
H. achyroclinoides Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 882. Nyassal.
H. nandense Sp. M. l. c. 888. Br. C.-Afr.
H. albo-brunneum Sp. M. l. c. 884. Capl.
H. Gregori Sp. M. l. c. 885. Br. O.-Afr.
H. Elliotii Sp. M. l. c. 885. Nyassal.

*) Nach den Berliner Regeln gilt Gaertnera für eine Rubiacee, früher Loganiacee, nicht für diese Komposite.

Digitized by Google

Helichrysum Taylori Sp. M. l. c. 886. D. O.-Afr.
H. ceres Sp. M. l. c. 887. Br. C.-Afr.
H. ruwenzoriense Sp. M. l. c. 888. Br. C.-Afr.
Helminthia lusitanica Welw. = H. spinosa DC. nach Daveau, Bolet. soc. Broter. XVIII. 137.
Hemizonia grandiflora Abrams, Torreya II. 122. Calif.
Hieracium Guettardianum Arv.-Touv. et Briq. Ann. cons. Genève VI. 164. Jura.
H. Billetianum Arv.-Touv. et Briq. l. c. 165. Jura.
H. praealpinum Arv.-Touv. l. c. 167. Schweiz. Alp. (H. crepidifolium var. subellipticum et latifol. A.-T.)
H. chondrilliflorum Arv.-Touv. l. c. 167.
H. pilisetum Arv.-Touv. l. c. 168. Lazistan.
H. lythrifolium Arv.-Touv. l. c. 169. Genf. See, Alp. (H. subvirens A.-T.)
H. dispalatum Arv.-Touv. l. c. 169. Genf. See.
H. floridanum N. L. Britton (1901), Torreya I. 42. Florida.
Inula acervata Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 840. D. O.-Afr.
I. subscaposa Sp. M. l. c. 841. Nyassal.
Isostigma Riedelii (Schulz bip.) Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 394. Parag. (I. speciosum Less. var. β Baker.)
Koehneola repens Urb. (1901) Symb. ant. II. 464. Cuba.
Siehe bei Tetraperone.
Lantanopsis Hoffmannii Urb. (1901) Symb. ant. II. 464. S. Domingo.
Leuceria eriocephala Speg. An. soc. cient. Arg. 1902. p. 21. Patag.
Ligularia stenoglossa (Franch. sub Senecio) Henry, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 218. China.
Lychnophora Van Isschoti Heckel, Rev. cult. colon. XI. 162. Peru, Ecuador.
Madia villosa Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 298. Calif.
M. ramosa Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 222. Washingt., Oreg.
Marsea ruwenzoriensis Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 827. B. C.-Afr.
M. boranensis Sp. M. l. c. 826. Br. O.-Afr.
M. celebris Sp. M. l. c. 829. Br. O.-Afr.
Melanthera acuminata Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 844. Br. O.-Afr.
Microglossa Elliotii Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 827. Masail.
Microseris melanocarpha Greene, Pittonia V. 4. Ver. St. N.-Am.
M. tenuisecta Gr. l. c.
M. conjugens Gr. l. c.
M. leucocarpha Gr. l. c.
M. breviseta Gr. l. c.
M. Aliciae Gr. l. c.
M. proxima Gr. l. c.
M. furfuracea Gr. l. c.
M. oligantha Gr. l. c.
M. callicarpha Gr. l. c.
M. picta Gr. l. c.
M. leiosperma Gr. l. c.
M. parvula Gr. l. c.
M. castanea Gr. l. c. (M. Bigelowii Gr. olim).
M. insignis Gr. l. c.
M. pulchella Gr. l. c.
M. atrata Gr. l. c.

Digitized by Google

Microseris stenocarpha Gr. l. c.
M. campestris Gr. l. c.
M. cognata Gr. l. c.
M. obtusata Gr. t. c.
M. maritima Gr. l. c.
Mikania polycephala Urb. (1901) Symb. ant. II. 459. Haiti.
M. ambigens Urb. l. c. 460. Trinidad.
M. oopetala Urb. l. c. 461. Cuba, Venez. (M. amara Spr. non Willd., M. attenuata Rich. non DC., M. trinitaria? Gris. non DC.)
M. tripartita Urb. l. c. 462. Haiti.
Mulgedium Velenovskyi Urumoff (1901), Zborn. nar. umotvor. XVII. Bulg.
Nassauvia Morenonis O. Ktze. = N. Ameghinoi Speg. nach An. soc. cient. Arg. XLVII (1902). Sep. 28.
N. pentacaenoides Speg. l. c. 24.
N. struthionum Speg. l. c. 26.
Notonia Gregorii Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 854. Br. O.-Afr.
Notoptera hirsuta (Sw. sub Bidens) Urb. (1901) Symb. ant. II. 466.
N. guatemalensis Urb. l. c. 465. Guatemala.
Verwandt mit Salmea.
Perezia oleracea O. Ktze. = P. megalantha Speg. nach An. soc. cient. Arg. XLVII. (1902) Sep. 22.
P. pampeana Speg. (1901) Fl. Tandil 88. Argent.
Phagnalon telonense Fourreau et Jord. = Phag. saxatile (L.) Cass. × P. sordidum Reich. nach Vierh. in Dörfler Sched. hb. nom. XLIV. XLV.
Pleiotaxis huillensis O. Hoffm. in Engl. J. XXXII. 152. Angola.
P. vernonioides Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 865. Tanganyika.
Porophyllum platyphyllum Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 897. Parag.
Pterocaulon Hassleri Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 887. Parag., wie die folg.
P. Malmeanum Chod. l. c. 888.
P. purpurascens Malme ms. bei Chod. l. c. 889.
P. Balansaei Chod. l. c. 888.
P. Bakeri Malme, Bih. Vet. Ak. Handl. XXVII. n. 12. S. 11. Brasil.
P. purpurascens Malme l. c. 13.
P. rugosum (Vahl sub Conyza) Malme l. c. 16.
Pteronia Eenii Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 825. Damaral.
Rudbeckia monticola Small (1901), Torreya I. 67. Östl. V. S. Am.
Saussurea Karoi Freyn, Östr. bot. Zeitschr. LII. 279. 811. Sibirien.
S. zeaensis Fr. l. c. 282, 814.
S. odontophylla Fr. l. c. 282, 815.
S. intermedia Fr. l. c. 280, 817.
S. virescens Fr. l. c. 288, 847.
S. dubia Fr. l. c. 282, 849.
Senecio Urumovi, Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 52. Bulgarien.
S. Pančičii Deg. Term. tud. Közl. 1901. Balkanhalbins. (S. erubescens Panc.)
S. Labordei Vaniot, Bull. acad. int. géo. bot. III. sér. XI. 345. China.
S Leveillei Van. l. c. 346.
S. Martinii Van. l. c. 846.
S. kematongensis Van. l. c. 847.
S. Bodinieri Van. l. c. 848.
S. pseudosonchus Van. l. c. 849.

Digitized by Google

Senecio Gentilianus Van. l. c. 850.
S. Henrici Van. l. c. 851.
S. lachnorhizus O. Hffm. Engl. J. XXXII. 150. Angola.
S. xenostylus O. Hffm. l. c. 150.
S. Antunesiii C. Hffm. l. c. 151.
S. Dekindtianus O. Hffm. l. c. 151.
S. montuosus Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 854. Br. O.-Afr.
S. ruwenzoriensis Sp. M. l. c. 855. Br. C.-Afr.
S. urundensis Sp. M. l. c. 855. Br. C.-Afr.
S. transmarinus Sp. M. l. c. 856. Br. C.-Afr.
S. sotikensis Sp. M. l. c. 857. Br. O.-Afr.
S. spartareus Sp. M. l. c. 858. Br. C.-Afr.
S. Jacksonii Sp. M. l. c. 858. Br. O.-Afr.
S. milanjianus Sp. M. l. c. 859. Nyassal.
S. nandensis Sp. M. l. c. 860. Br. C.-Afr.
S. Elliotii Sp. M. l. c. 860. Br. C.-Afr.
S. Crawfordii N. L. Britton (1901), Torreya I.. 21. Pennsilv.
S. crepidineus Greene, Ottawa nat. XV. 250. Canada.
S. prionophyllus Greene l. c. 251.
S. dileptiifolius Greene l. c. 251.
S. Theresiae O. Hffm. Beih. bot. Cb. XIII. 85. t. 4. fig. 3—5. Peru.
S. julianus Spegazz. Anal. soc. cient. Argent. 1902. p. 3. Patag.
S. cola-huapiensis Speg. l. c. 5.
S. choiquelanensis Speg. l. c. 6.
S. Ameghinoi Speg. l. c. 7.
S. capillarifolius Speg. l. c. 8.
S. chubutensis Speg. l. c. 9.
S. diabolicus Speg. l. c. 10.
S. inutilis Speg. l. c. 11.
S. Mustersii Speg. l. c. 12.
S. verruculosus O. Ktze. = S. miser Hookf. var. tehuelches Speg. l. c. 18.
S. paradoxus Alboff, S. Kurtzii Alboff = S. Kingii Hk. fil. nach Speg. l. c. 14.
S. argentinensis Spegazz. (1898) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 52. Argent.
S. passuscrucis O. Ktze. = Culcitium Gilliesii (Hook. et Arn.) Speg. (1902) An. soc. cient. XLVIII. Sep. 13. Patag.
S. tunicatus O. Ktze. = C. magellanicum H. et J. nach Speg. l. c.
S. Julianus Speg. l. c. 4.
S. Morenonis O. Ktze. = S. sericeo-nitens Speg. l. c. 5.
S. colu-huapiensis Speg. l. c. 5.
S. choiquelanensis Speg. l. c. 6.
S. Ameghinoi Speg. l. c. 7.
S. Hauthalii O. Ktze. = S. desideratus DC. nach Speg. l. c. 8.
S. capillarifolius Speg. l. c. 8.
S. chubutensis Speg. l. c. 9.
S. diabolicus Speg. l. c. 10.
S. inutilis Speg. l. c. 11.
S. Mustersii Speg. l. c. 12.
S. verruculosus O. Ktze. = S. miser Hook. f. var. tehuelches Speg. nach Speg. l. c. 18.
S. paradoxus Alboff, S. Kurtzii Alboff = S. Kingii Hook. f. nach Speg. l. c. 14.

Digitized by Google

Siegesbeckia somalensis Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 842. Somali.
Solidago longipetiolata Mackenz. et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 87. t. 16. Missouri.
S. pseudotomentosus Mc K. et Bush l. c. 88. t. 17.
Sphaeranthus Taylori Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 880. D. O.-Afr.
Stevia Hassleriana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 805. Argent.
Strongylomopsis fuegiana Spegazz. (1899) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 185. Feuerland.

Verwandt Nassauvia sect. Strongyloma, aber die Achaenen haben keinen Pappus. Nat. Pflzf. IV (5). 848. n. 782a.

Tetraperone bellioides Urb. (1901) Symb. ant. II. 468. Cuba.

Nähere Verwandtschaft nicht angegeben, wohl Pinillosia näher stehend.

Thelespermum formosum Greene, Pittonia V. 55. Ver. St. N.-Am.
Verbesina guadeloupensis Urb. (1901). Symb. ant. II. 466. Guad.
V. angulata Urb. l. c. 467 (V. persicifolia Gris.). Cuba.
V. rugosa Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 898. Parag.
V. myrtifolia Chod. l. c. 398.
Vernonia Kaessneri Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 840. Br. O.-Afr.
V. chiliocephala O. Hoffm. Engl. J. XXXII. 148. Angola.
V. cleanthoides O. Hoffm. l. c. 148. Ang.
V. ugandensis Spenc. Moore, Journ. Linn. Soc. XXXV. 314. B. C.-Afr.
V. Elliotii Sp. M. l. c. 315. Br. O.-Afr.
V. viatorum Sp. M. l. c. 315. Nyassal.
V. calyculata Sp. M. l. c. 316. Nyassal.
V. nestor Sp. M. l. c. 317. Nyassal.
V. millanjiana Sp. M. l. c. 318. Nyassal.
V. Migeodii Sp. M. l. c. 319. Nigerl.
V. masaiensis Sp. M. l. c. 320. Masail.
V. cirrhifera Sp. M. l. c. 320. Nyassal.
V. ruwenzoriensis Sp. M. l. c. 321. Br. C.-Afr.
V. prolixa Sp. M. l. c. 322. Br. C.-Afr.
V. homilocephala Sp. M. l. c. 322. Br. O.-Afr.
V. nandensis Sp. M. l. c. 323. Br. C.-Afr.
V. perparva Sp. M. l. c. 324. D. O.-Afr.
V. oligantha Greene, Pittonia V. 56. Ver. St. N.-A.
V. lingua Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 298. Paraguay, wie die folg.
V. hystrix Chod. l. c. 298.
V. platyphylla Chod. l. c. 299.
V. cupularis Chod. l. c. 299.
V. cichoriiflora Chod. l. c. 300.
V. linosyrifolia Chod. l. c. 300.
V. candelabrum Chod. l. c. 301.
V. itapensis Chod. l. c. 301.
V. Hassleriana Chod. l. c. 302.
V. sceptrum Chod. l. c. 303.
V. conyzoides Chod. l. c. 303.
V. lepidifera Chod. l. c. 304.
V. oreophila Speg. (1901) Fl. Taudil 22. Argent.
Viguiera linearifolia Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 392. Argent.

Digitized by Google

Wedelia strigulosa (Gaud. sub Verbesina) K. Sch. = W. scandens (Roxb. sub Verbesina) C. B. Cl. Bot. Tidsskr. XXIV. 246. Siam.
W. instar Spenc. Moore, Journ. Linn. soc. XXXV. 348. Nyassal.

Convolvulaceae.

Convolvulus americanus Aschs. Graebn. Beyer, Nordostdeutsche Schulfl. 258 (C. dahuricus Hort. non auct.).
C. Randii Rendle, Journ. of bot. XL. 189. Rhodesia.
C. Borryi Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 287. Calif.
C. ruderarius H. B. K., frondosus Willd., havanensis Gris., Garbesi Chapm. = Jacquemontia jamaicensis Hall. fil. nach Urb. Symb. antill. III. 841.
C. valenzuelanus A. Rich. = Jacquemontia serpyllifolia (H. B. Kth. sub Convolv.) Urb. Symb. antill. III. 841.
C. havanensis Jacq. non al. = Jacquemontia havanensis Urb. Symb. antill. III. 842.
Erycibe longifolia Becc. Borneo 524 (Pi. Bo. n. 8832.)
Jacquemontia verticillata (L. sub Ipomoea) Urb. Symb. antill. III. 889. W.-Ind. (Convolvulus parviflorus Desr., C. polycarpus H. B. K., C. micranthus Roem. et Schult., C. Plumieri Spr.)
Ipomoea tomentosa (L. sub Convolv.) Urb. Symb. antill. III. 844. W.-Ind. (Conv. jamaicensis Sp. non Jacq., Pharbitis tomentosa Choisy.)
I. flavo-purpurea Urb. l. c. 845 (I. punctata C. Wr., non Macf.).
I. setifera Poir. = I. rubra (Vahl sub Convolv.) Millsp. nach Urb. l. c. 845.
I. Walpersiana Duchaiss. ms. in Urb. l. c. 845.
I. trinitensis Urb. l. c. 846.
I. rubrocincta Urb. l. c. 847.
I. viridiflora Urb. l. c. 848.
I. nematoloba Urb. l. c. 849.
I. leuconeura Urb. l. c. 850.
I. eriosperma (Desr. sub Convolv.) Urb. l. c. 851.
I. eriosperma Bertero = I. repanda Jacq. lusus nach Urb. l. c. 851.
I. turcyensis Urb. l. c. 851.
I. Ommanneyi Rendle, Journ. of bot. XL. 190. Transv.
I. Barrettii Rendle l. c. 190. Orangefr.-St.
Operculina leptoptera Urb. Symb. antill. III. 848. W.-Ind.
O. macrocarpa (L. sub Convolv.) Urb. l. c. 848 (Convolvulus operculatus Gomez Operculina convolv. Silva Manso).

Cucurbitaceae.

Gurania megistantha Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 251. Guat.

Dipsacaceae.

Knautia leucophaea Briq. Ann. cons. Genève VI 75. S.-W.-Frkr. (K. mollis Pim non Jord., K. arvensis var. Briq.)
K. transalpina Briq. l. c. 91. S.-Alpen. (K. Fleischmannii Reut. non al. [K. Fleischeri Reut. sph. K. silvatica var. Christ.]).
K. Wagneri Briq. l. c. 124. Bulgar.
K. Petrovicii Briq. l. c. 124. Serb.
K. albanica Briq. l. c. 125. Alban.
K. brachytricha Briq. l. c. 125. Venetia.

Digitized by Google

Ebenaceae.

Euclea Antunesii Gürke in Engl. J. XXXII. 188. Angol., wie die folg.
E. angolensis Gürke l. c. 188.
E. Dekindtii Gürke l. c. 188.

Ericaceae.

Gaultheria domingensis Urb. Symb. antill. III. 329. W.-Ind.
Rhododendron Cuthbertii Small, Torreya II. 9. Georgia.

Gentianaceae.

Bisgoeppertia Prenleloupii Urb. Symb. antill. III. 331. W.-Ind.
Chelonanthus frigidus (Sw. sub Lisianthus) Urb. Symb. antill. III. 335. W.-Ind. (L. acuminatus Desr., L. grandiflorus Wikstr. non Aubl.)
Chironia Schlechteri Schoch, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1010. Natal.
C. mediocris Schoch l. c. 1011. S.-W.-Capland. wie die folg.
C. Schinzii Schoch l. c. 1012.
C. Ecklonii Schoch l. c. 1013 (C. linoides S. var. longifolia Gris.).
C. maxima Schoch l. c. 1014. Natal.
Erythraea Ameghinoi Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 81. Patag.
Gentiana strictiflora Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 26 (S. acuta var. Rydb.).
G. sedifolia Alboff non Kth. = G. ramosissima Phil. nach Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 82.
†Lisianthus axillaris (Hemsl. sub Leianth.) Perkins,*) Engl. Jahrb. XXXI. 490.
†L. brevidentatus (Hemsl. sub Leianth.) Perk. l. c. 491.
†L. Seemannii (Griseb.) Perk. l. c. 491.
L. corymbosus Perk. l. c. 491. Costarica.
L. arcuatus Perk. l. c. 492. Costarica.
†L. Skinneri (Hemsl. sub Leianth.) Perk. l. c. 492.
L. acuminatus Perk. l. c. 493. Mex. (L. saponar. exp.)
L. gracilis (Gris.) Perk. l. c. 493.
L. laxiflorus Urb. Symb. antill. III. 332. N.-Ind. (L. longifolius var. gracilis Bello, L. gracilis Perk. non Griseb.)
L. domingensis Urb. l. c. 333.
Neurotheca robusta Hua, Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II. 261.**) Franz. Guinea.
N. rupicola Hua, l. c. 266. Fr. Guinea.
N. corymbosa Hua l. c. 267. Fr. Congogeb.
Sabbatia foliosa Fernald, Bot. Gaz. XXXIII. 154. S.-Carolina.

Gesneraceae.

Alloplectus Grisebachianus (O. Ktze. sub Columnea) Urb. (1901) Symb. ant. II. 357. Jam. (Pterygoloma cristatum Gris.)
A. domingensis Urb. l. c. 357.
Beslera Imrayi J. D. Hook. = Beslera lutea L. var. Urb. Symb. ant. II. 348. Dominica
B. Sieberiana Urb. l. c. 349. Trinidad. (Beslera lutea Gris. p. p.)
B. strigillosa Urb. l. c. 349. Trinid.
B. filipes Urb. l. c. 350. Guadel., Dom. (B. lutea Gris. p. p.)
B. lanceolata Urb. l. c. 351. Martin. (? B. lutea L. β.)

*) Einen Teil der Namen (†) hat schon O. Kuntze als Lisianthius umgetauft: ob Miss Dr. Perkins mit Recht ihren Namen als Autorität wegen der Schreibvariante einsetzen darf, ist zweifelhaft.

**) Das Heft gehört zu Jahrgang 1901, wurde aber erst Juni 1902 herausgegeben.

Digitized by Google

Beslera coriacea Urb. l. c. 859. Guadeloupe.
B. petiolaris (Gris. sub Collandra) Urb. l. c. 852. Dominica.
B. elongata Urb. l. c. 858. St. Vincent.
B. guadelupensis DC. = Episcia melittifolia Mast. var. l. c. 854.
Codonanthe caribaea Urb. (1901) Symb. ant. II. 365. Guadel.
C. Eggersii Urb. l. c. 866. Tobago.
Columnea calcarata Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 254. Guat.
C. jamaicensis Urb. (1901) Symb. ant. II. 859. Jamaica. (C. repens Hanst., Pterygoloma repens Gris.)
C. hirsuta Curt. = C. hirsuta Sw. var. pallescens Urb. l. c. 862.
C. hispida Griseb. non Sw. = C. hirsuta Sw. var. subintegra Urb. l. c.
Gesnera corymbosa Urb. (1901) Symb. ant. II. 872. St. Vincent. (Pentarhaphia longiflora Rolfe non Lindb.)
G. Wrightii Urb. l. c. 878. Cuba, wie die folg. (Pentarh. triflora Grisb.
G. ferrugina (Wright sub Pentarh.) Urb. l. c. 878.
G. glandulosa (Griseb. sub Pentarh.) Urb. l. c. 873.
G. salicifolia (Griseb. sub Pentarh.) Urb. l. c. 878.
G. incurva (Griseb. sub Pentarh.) Urb. l. c. 874.
G. duchartreoides (Wright sub Pentarh.) Urb. l. c. 875.
G. Sintenisii Urb. l. c. 875. Porto Rico.
G. gloxinioides (Griseb. sub Conradia) Urb. l. c. 877.
G. mimuloides (Gris. sub Conradia) Urb. l. c. 877.
G. clandestina (Gris. sub Conrad.) Urb. l. c. 877.
G. depressa (Gris. sub Conrad.) Urb. l. c. 878.
G. purpurascens Urb. l. c. 880. Cuba. G. rupincola (Wright sub Heppiella) Urb. l. c. 802. Cuba.
Haberlea Ferdinandi Coburgi Urumoff, Perod. Spisanie LXIII.
Heppiella corymbosa (Sw. sub Gesnera) Urb. (1901) Symb. ant. II. 368. Jamaica. (Pentarhaphia corymbosa Hanst.)
Rhytidophyllum stipulare Urb. = R. auriculatum Hook. nach Urb. (1901) Symb. ant. II. 385.
R. Plumerianum DC. = R. stip. var. Urb. l. c. 385.
R. coccineum Urb. l. c. 385 (R. petiolare Gris. non DC.).
R. caribaeum Urb. l. c. 886. S.-Vincent.
Streptocarpus Mahonii Hook. fil. Bot. Mag. t. 7857. Centralafr. Seengeb.

Hydrophyllaceae.

Eutoca lomariifolia Phil. in Prinz. Therese v. Bayern Reise Beih. Bot. Cb. XIII.
Hydrophyllum patens N. L. Britton, Torreya II. 128. Minnesota.
Nemophila Brandegeei Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX.
N. macrocarpa Eastw. l. c. 471. t. 21. fig. 2. Calif. 471. t. 21. fig. 1. Calif.
N. Johnsonii Eastw. l. c. 472. t. 21. fig. 3. Oreg.
N. diversifolia Eastw. l. c. 478. t. 21. fig. 4. Calif.
N. decumbens Eastw. l. c. 478. Calif.
N. inconspicua Eastw. non Hend. = E. pratensis Eastw. l. c. 474.
Phacelia stimulans Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 291. Calif.
P. corrugata Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 26. Colorado.
P. decumbens Greene, Pittonia V. 17—28. N.-Am.
P. bifurca Gr. l. c.
P. fastigiata Gr. l. c.
P. polystachya Gr. l. c.

Digitized by Google

Phacelia subsinuata Gr. l. c.
P. eremophila Gr. l. c.
P. cicutaria Gr. l. c.
P. heterosepala Gr. l. c.
P. cryptantha Gr. l. c. (P. hispida var. brachyantha Gr.).
P. commixta Gr. l. c.
P. Aldersonii Gr. l. c.
P. Congdonii Gr. l. c.
P. nemophiloides Gr. l. c.
P. Bioletii Gr. l. c.
Romanzoffia Macounii Greene, Pittonia V, 84—42. N.-Am.
R. rubella Gr. l. c.
R. glauca Gr. l. c.
R. Leibergii Gr. l. c.
R. Suksdorfii Gr. l. c.
R. mendocina Gr. l. c.
R. spergulina Gr. l. c.

Labiatae.

Ajuga amurica Freyn, Östr. bot. Zeitschr. LII. 408. Sibirien.
Brittonastrum Greenei Briq. Ann. conserv. Genève VI. 157. N.-Mex.
B. neo-mexicanum Briq. l. c. N.-Mex.
B betonicoides (Lindl. sub Gardoquia) Briq. l. c. 160. Mex.
B. Pringlei Briq. l. c. 161. M.
B. breviflorum (A. Gray sub Cedronella) Briq. l. c. 162. Arizona.
B. pallidum (Lindl. sub Cedr.) Briq. l. c. 162.
Lamium glaberrimum Taliew, Bull. jard. bot. Pétersb. II. 182. Krim.
Mentha erinoides Heldr. (1901) Symb. Kyklad. Griech.
Plectranthus Mahonii (Bak. sub Coleus) N. E. Br. Bol. mag. t. 7818. Br. C.-Afr.
Salvia oreophila Briq. Beib. bot. Cl. XIII. 81. t. 8. fig. 12—13. Columbia.
S. Theresae Briq. l. c. 82.
Satureja subnuda (Host sub Calamintha) Dörfl. Herb. norm. Cent. XLIII.
Scutellaria glabriuscula Fernald, Bot. Gaz. XXXIII. 156. Florida.
S. platensis Spegazz. (1901). Com. mus. nac. Buen. Air. I. 320. t. 5. fig. 25. Argent.
Stachys flaccida Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 80. Calif.
Thymus Skorpilii Velen. Östr. bot. Zeitschr. LII. 58. Bulgarien.

Loganiaceae.

Buddleia paraguariensis Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 822. Paraguay.
Geniostoma moluccanum Val. Bull. l'inst. Buitenz. n. XII. 19. Ambon.
G oblongifolium Koord. et Val. l. c. 20. Celebes.
G. Miquelianum K. et V. l. c. 22. Java. (G. montanum Miq. non Zoll. et Mor.)
G. avene Valet. l. c. 23. Pulu Gebe. (G. lasiostemon Scheff. non Bl.)
Fagraea stenophylla Becc. Borneo. 524 (Pi. Bo. n. 8868).
Mitrasacme palustris Fitzgerald, Proc. Linn. soc. N. S. Wal. XXVIII. 242. N.-S.-W.
Nuxia Schlechteri Gilg in Engl. Jahrb. XXXII. 140. Mossamb.
N. Mannii Gilg. l. c. 140. Trop. W.-Afr.
N. platyphylla Gilg, l. c. 141. Kilimandscharo.
N. Dekindtiana Gilg, l. c. 141. Angola.

Digitized by Google

Nuxia rupicola Gilg, l. c. 142. Angola.
Strychnos Behrensiana Busse et Gilg, Engl. J. XXXII. 175 (S. unguacha var. micrantha Gilg). Usamb.
S. Engleri Gilg, l. c. 177. Usamb.
S. myrtoides Busse et Gilg, l. c. 178. Usamb.
S. euryphylla Busse et Gilg, l. c. 179. Usamb.
S. megalocarpa Busse et Gilg, l. c. 180. Usamb.
S. omphalocarpa Busse et Gilg, l. c. 181.

Myoporaceae.

Eremophila virgata Fitzgerald, Proc. Linn. soc. N.-S.-Wal. XXVII. 248. N.-S.-W.

Myrsinaceae.

Afrardisia Conraui (Gilg sub Ardisia) Mez, Pflzr. Myrs. 184. Trop. W.-Afr., wie die folg.

Von Sadiria durch kürzere Kronenröhre verschieden.

A. bracteata (Bak. sub Ard.) Mez, l. c. 184.
A. Schlechteri (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 185.
A. polyadenia (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 185.
A. Staudtii (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 185.
A. cymosa (Bak. sub Ard.) Mez, l. c. 186.
A. haemantha (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 186.
A. brunneo-purpurea (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 186.
A. Zenkeri (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 186.
A. Sadebeckiana (Gilg sub Ard.) Mez, l. c. 187.
Ardisia guianensis (Aubl. sub Icacorea) Mez (1901), Symb. ant. II. 892. W.-Ind., Guiana.
A. dentata (A. DC. sub Icac.) Mez, l. c. 893.
A. Picardaei Urb. l. c. 895. Haiti.
A. Harrisiana Mez, l. c. 401. Jamaica. (Ard. tinifolia Gris. non Sw.)
A. Robinsonii Mez, Pflzr. Myrs. 77. Venez.
A. Wagneri Mez, l. c. 79. Panama.
A. Brongnartii Mez, l. c. 79. Vaterl.? (M. viridiflora Brongn.)
A. scoparia Mez, l. c. 82. Columbien.
A. robusta Mez, l. c. 84. Venez.
A. Schlimii Mez, l. c. 84. Venez.
A. valida Mez, l. c. 85. Columb.
A. Karwinskyana Mez, l. c. 85. Mex.
A. Lindenii Mez, l. c. 86. Mex.
A. granatensis Mez, l. c. 86. Columb.
A. pulverulenta Mez, l. c. 88. Panama.
A. papayensis Mez, l. c. 89. Columb.
A. chontalensis Mez, l. c. 90. Centr.-Amer.
A. crenipetala Mez, l. c. 91. Mex.
A. guatemalensis Mez, l. c. 92. Guatem.
A. angustifolia (Nees et Mart. sub Wallenia) Mez, l. c. 94. Brasil.
A. Huallagae Mez, l. c. 95. Ecuador.
A. panurensis Mez, l. c. 95. Peru.
A. fluminensis Mez, l. c. 95. Brasil.
A. catharinensis Mez, l. c. 96. Brasil.
A. pachysandra (Wall. sub Myrsine) Mez, l. c. 97. Hint.-Ind.
A. polylepis Mez, l. c. 103. Ceylon. (A. pauciflora Trim. non Heym.)

Digitized by Google

Ardisia tenera Mez, l. c. 104. China.
A. obtusa Mez, l. c. 105. Hainau.
A. yunnanensis Mez, l. c. 107. China.
A. mindanaensis Mez, l. c. 107. Philipp.
A. ferruginea Mez, l. c. 108. Hinter-Ind.
A. Beccariana Mez, l. c. 110. Borneo.
A. squarrosa Mez, l. c. 110. N.-Guinea.
A. insularis Mez, l. c. 111. Andaman.
A. sulcata Mez, l. c. 112. Philipp.
A. ophirensis Mez, l. c. 113. Malakka. (A. tuberculata var. C. B. Cl.)
A. Nagelii Mez, l. c. 114. Java.
A. fortis Mez, l. c. 114. Borneo.
A. caudifera Mez, l. c. 116. Borneo.
A. sonchifolia Mez, l. c. 116. Vord.-Ind.
A. polyactis Mez, l. c. 118. Borneo.
A. scabrida Mez, l. c. 118. Philipp.
A. carnea Mez, l. c. 120. Celebes.
A. brevithyrsa Mez, l. c. 121. Java.
A. nitidula Mez, l. c. 122. Java.
A. Sarasinii Mez, l. c. 124. Celebes.
A. pendula Mez, l. c. 125. Java. (A. attenuata Miq. A. reclinata Bl.)
A. racemigera Mez, l. c. 125. Molukk.
A. sessilifolia Mez, l. c. 125. Sumatra.
A. Brackenridgei (A. Gr. sub Myrsine) Mez, l. c. 127. Fidji. (A. vitiensis Seem.)
A. pirifolia Mez, l. c. 129. Philipp.
A. crassifolia Mez, l. c. 130 (A. Leschenaultii Zoll. non DC., A. lurida Koord. et Val. non Bl.)
A. Hulletii Mez, l. c. 130. Malakka.
A. Thomsonii Mez, l. c. 133. Vord.-Ind. (A. khasiana var. C. B. Cl.)
A. oligantha Mez, l. c. 134. Java. (A. humilis Bl. non al., A. javanica var. Bl.)
A. paupera Mez, l. c. 134. Sumatra.
A. grandidens Mez, l. c. 137. Philipp.
A. castaneifolia Mez, l. c. 138. Philipp.
A. Candolleana (O. Ktz. sub Tinus) Mez, l. c. 138. Philipp. (A. angustifolia A. DC. non Mez).
A. hainanensis Mez, l. c. 138. Hainau.
A. racemosa (Lour. sub Pyrgus) Mez non Spr. l. c. 138. Cochinch.
A. Willisii Mez, l. c. 140. Ceylon. (A. Moonii var. subsessilis C. B. Cl., A. humilis var. Thw., A. humilis Trim.
A. scalaris Mez, l. c. 142. Philipp.
A. proteifolia Mez, l. c. 143. Philipp.
A. Warburgiana Mez, l. c. 143. Philipp.
A. saligna Mez, l. c. 143. Philipp.
A. cornudentata Mez, l. c. 144. Formosa.
A. radians Hemsl. et Mez, l. c. 146. China.
A. maculosa Mez, l. c. 146. China.
A. undulata Mez, l. c. 146. China.
A. kachinensis Mez, l. c. 147. Hinter-Ind.
A. Oldhamii Mez, l. c. 148. Formosa.
A. pardalina Mez, l. c. 148. Philipp.

Digitized by Google

Ardisia sinuato-crenata Mez. l. c. 148. Philipp.
A. Jagori Mez, l. c. 148. Philipp.
A. corymbifera Mez l. c. 149. China.
A. patens Mez l. c. 149. China.
A. Hanceana Mez l. c. 149. China.
A. penduliflora Mez l. c. 150. China.
A. verbascifolia Mez l. c. 153. Tonkin.
A.? pergamacea (Miq. sub Climacandra) Mez l. c. 154. W.-Sumatra.
Conandrium rhynchocarpum (Scheff. sub Ardisia) Mez, Pflzr. Myrsin. 156. Amboina.
Verwandt Hymenandra aber das Antherenanhängsel fehlt.
C. polyanthum (Laut. et K. Sch. sub Amblyanthus) Mez l. c. 157. Neu-Guinea.
Conomorpha Dussii Mez (1901), Symb. ant. II. 421. Martinique.
Cybianthus Cruegeri Mez (1901), Symb. ant. II. 924 (Cyb. cuspidatus et myrianthus Griseb.). Trinidad.
Grammadenia Sintenisii (Urb. sub Ardisia) Mez (1901), Symb. ant. II. 425. Portorico.
Heberdenia penduliflora (A. DC. sub Myrsine) Mez, Pflzr. Myrs. 159. Mex.
Maesa Schweinfurthii Mez, Pflzr. Myrs. 24. C.-Afrika.
M. trichophlebia Bak. = M. emirnensis A. DC. nach Mez, l. c. 25.
M. kamerunensis Mez l. c. 27. Kamer. (M. cordifolia Bak. non Miq.)
M. tenera Mez l. c. 28. China.
M. Martiana Mez l. c. 29. Vord.-Ind. (Baeobotrys nemoralis Mart., B. indica Sims, Myrsine montana A. DC.)
M. Naumanniana Mez l. c. 30 (M. indica var. Wightiana Schiff.)
M. bengalensis Mez l. c. 30. Bengal.
M. manipurensis Mez l. c. 30. Hinter-Ind.
M. verrucosa S. Kurz = M. andamanica S. Kurz nach Mez l. c. 31.
M. elongata Mez l. c. 31. Östl. V.-Ind. (M. montana var. A. DC.)
M. Zollingeri Scheff., M. virgata Miq. = M. costulata Miq. nach Mez l. c. 31.
M. laxa Mez l. c. 32. Philipp. (M. indica var. obtusa A. DC.)
M. Haenkeana Mez l. c. 32. Philipp.
M. manillensis Mez l. c. 84. Philipp.
M. tonkinensis Mez l. c. 84. Tonk.
M. velutina Mez l. c. 35. V.-Indien.
M. tomentella Mez l. c. 85. Tonkin.
M. Kurzii Mez l. c. 86 (M. verrucosa Kurz n. alior.).
M. Muelleri Mez l. c. 88. Queensl. (M. dependens var. pubescens F. v. M.)
M. rufo-villosa Mez l. c. 88. N.-Guinea.
M. coriacea Mez l. c. 40. Trop. O.-Ind. (M. indica var. A. DC.)
M. Balansaei Mez l. c. 41. Tonkin.
M. lineata Mez l. c. 42. Sumatra.
M. striata Mez l. c. 42. Sumatra.
M. racemosa Mez l. c. 43. N.-Guinea. (M. nemoralis var. K. Sch.)
M. tenuifolia Mez l. c. 44. Borneo.
M. maxima Mez l. c. 44. Assam. (M. indica var. C B. Cl.)
M. castaneifolia Mez l. c. 44. China.
M. grandiflora Mez l. c. 44. Assam.
M. membranifolia Mez l. c. 45. (Baeob. muscosa Bl. ex p., M. membranacea Miq., Celastrus repandus Bl., C. montanus hb. Bogor.)

Digitized by Google

Maesa pipericarpa Mez l. c. 46. Celebes.
M. Forbesi Mez l. c. 47. Java.
M. populifolia Mez l. c. 47. Assam.
M. Sarasinii Mez l. c. 47. Celebes.
M. Warburgii Mez l. c. 48. Celeb.
M. denticulata Mez l. c. 48. Philipp.
M. Cumingii Mez l. c. 49. Philipp. (M. membranacea A. DC. ex p.)
M. tabacifolia Mez l. c. 51. Samoa. (M. nemoralis A. Gr.).
M. aneitumensis Mez l. c. 52. N.-Hebrid.
M. eramangensis Mez l. c. 52. N.-Hebrid.
M. Bennettii Mez l. c. 53. N.-Hebrid.
M. novo-caledonica Mez l. c. 53. N.-Caledon.
M. samoana Mez l. c. 53. Samoa.
M. tongensis Mez l. c. 54. Tonga-Ins.
Monoporus Bakerianus (O. Ktze. sub Tinus) Mez l. c. 160. Madag., wie die folg. (Ard. laurifolia Bak.)
M. spathulatus Mez l. c. 160.
M. floribundus (R. et Sch. sub Ard.) Mez l. c. 161.
M. myrianthus (Bak. sub Ardisia) Mez l. c. 162.
M. bipinnatus (Bak. sub Ard.) Mez l. c. 162.
Parathesis serrulata (Sw. sub Ardisia) Mez (1901), Symb. ant. II. 408.
P. fusca (Oerst. sub Ardisia) Mez, Pflzr. Myrs. 175. Costarica.
P. Donnell-Smithii Mez l. c. 176. Guatem.
P. Rothschuhiana Mez l. c. 176. Nicaragua.
P. Eggersiana Mez l. c. 176. Ecuador.
P. Oerstediana Mez l. c. 178. Mex.
P. venezuelana Mez l. c. 179. Venez. (Ardisia adenanthera Miq. ex p.)
P. Candolleana Mez l. c. 179. Columb. (A. ferruginea Bth. var. macrophylla.
P. Moritziana Mez l. c. 180. Venez.
Rapanea coriacea (Sw. sub Samara) Mez (1901), Symb. ant. II. 428.
R. ferruginea (R. et Pav. sub Cabelleria) Mez l. c. 429.
R. Trinitatis (A. DC. sub Myrsine) Mez l. c. 482.
R. aerantha (Krug et Urb. sub Myrsine) Mez l. c. 488.
Sadiria solanifolia Mez, Pflzr. Myrs. 182. Ost-Himal., wie die folg.
Ausgezeichnet unter den Myrsineae durch übergreifende Knospenlage der über die Mitte röhrig verbundenen Blumenkrone.
S. eugeniifolia (Wall. sub Ardisia) Mez l. c. 182.
S. Griffithii C. B. (Cl. sub Pimellandra) Mez l. c. 183 (A. eugeniifolia S. Kurz non Wall).
S. erecta (C. B. Cl. sub Pim.) Mez l. c. 188.
Stylogyne Braunii Mez (1901), Symb. ant. II. 417. W.-Ind.
S. Smithiorum Mez l. c. 418. Kl. Antill. (Ard. clusioides Gris.)
S. lateriflora (Sw. sub Ard.) Mez l. c. 418. W.-Ind.
Tapeinosperma clavatum Mez, Pflzr. Myrsin. 164. Fidschi-Ins., wie die folg.
T. babuense Mez l. c. 164.
T. Hornei Mez l. c. 164.
T. grande (Seem. sub Ardisia) Mez l. c. 164.
T. capitatum (A. Gr. sub Ard.) Mez l. c. 165.
T. megalophyllum (Hemsl. sub Ard.) Mez l. c. 165.
T. vestitum Mez l. c. 165. N.-Caledon., wie die folg.

Digitized by Google

Tapeinosperma amplexicaule Mez l. c. 165.
T. sessilifolium Mez l. c. 165.
T. Pancheri Mez l. c. 166.
T. Lécardii Mez l. c. 166.
T. gracile Mez l. c. 166.
T. Vieillardii Mez l. c. 167.
T. psaladense Mez l. c. 167.
T. nectandroides Mez l. c. 167.
T. deflexum Mez l. c. 167.
T. clethroides Mez l. c. 168.
T. robustum Mez l. c. 168.
T. oblongifolium Mez l. c. 169.
T. scrobiculatum (Seem. sub Ardis. Mez l. c. 169.
T. wayapense Mez l. c. 169.
T. tenue Mez l. c. 170.
T. pauciflorum Mez l. c. 170.
T. Lenormandii Mez l. c. 170.
T. pseudojambosa (F. v. Muell. sub Ard.) Mez l. c. 170.
T. Flückigeri (F. v. Muell. sub Ard.) Mez l. c. 171. W.-Austral
Tetrardisia denticulata (Bl. sub Ardisia) Mez, Pflzr. Mysch. 189. Java.
Verschieden von Afrardisia durch die viergliedrigen Blüten.
Wallenia Purdieana Mez (1901), Symb. ant. II. 408. Jamaica.
W. Fawcettii Mez l. c. 408. Jam.
W. xylosteides (Gris. sub Ardisia) Mez l. c. 409. Jam.
W. crassifolia Mez l. c. 409. Jam. (Wall. venosa Gris. p. p.).
W. Grisebachii Mez l. c. 411 (W. laurifolia Gris non Sw.)
W. clusioides (Gris. sub Ardisia) Mez l. c. 411. Jamaica.
W. purpurascens (Urb. sub Ardisia) Mez l. c. 412. Portorico.
W. yunquensis (Urb. sub Ard.) Mez l. c. 412. Portorico.
W. pendula (Urb. sub Ard.) Mez l. c. 414.
W. Lamarckiana (A. DC. sub Badula) Mez l. c. 414.
W. bumelioides (Gris. sub Conomorpha) Mez l. a. 415. Cuba.
W. Urbaniana Mez l. c. 418. S.-Domingo.
W. jacquinioides (Gris. sub Ard.) Mez. l. c. 417.
Weigeltia antillana Mez (1901) Symb. ant. II. 424. W.-Ind.

Oleaceae.

Dekindtia africana Gilg in Engl. J. XXXII. 189. Angola.
Verwandt Olea, verschieden durch geknäulte Blüte, kurze Kronenröhre und lange Kronenlappen. Nat, Pflzf. IV. (2). 13. n. 15a.
Olea Hochstetteri Bak. Fl. tr. Afr. IV. 17. Abyssinien. (O. laurifolia Hchst. non Lam.)
O. somaliensis Bak. l. c. 18. Somali.
Fraxinus catawbiensis Ashe, Bot. Gaz. XXXIII. 280. N.-Carol.
Jasminum gardeniodorum Gilg, Ms. bei Bak. Fl. trop. Afr. IV. 8. Togo.
J. Steudneri Schwfth. bei Bak. l. c. 12. Nubien.
Linociera angolensis Bak. Fl. tr. Afr. IV. 20. Guinea.
L. Johnsonii Bak. l. c. 20. Ober-Guinea.
L. congesta Bak. l. c. 20. Kamer., Gabun.
L. Welwitschii Bak. l. c. 20. Angola.
L. jamaicensis Urb. (1901). Symb. ant. II. 456. Jamaica.

Digitized by Google

Pedaliaceae.

Pedaliophyton Busseanum Engl. in Jahrb. XXXII. 111. t. 5. Nyassaland.
Verwandt mit Pedalium und Pterodiscus, aber verschieden durch die eiförmige, vierrippige Frucht. Nat. Pflzf. IV. (8b). n. 262. n. 6a.

Pterodiscus intermedius Engl. in Jahrb. XXXII. 112. Gallahochl.

Sesamothamnus Erlangeri Engl. in Jahrb. XXXII. 118. Somalil.

S. Rivae Engl. l. c. 114. Somalil.

S. Busseanus Engl. l. c. 114. t. 4. Massaisteppe.

Pirolaceae.

Monotropa californica Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 75. t. 7. Calif.

Plantaginaceae.

Plantago halophila Bicknell (1901), Man. Fl. No. Stat. Canada.

P. nitrophila Aven Nels. Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 405. Wyoming.

P. pulvinata Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 75. Patag.

P. brasiliensis Speg. non Cham. = P. Gayana Decne. nach Speg. l. c. 76.

P. carrenteofuensis l. c. 78.

Polemoniaceae.

Gilia sinistra Marc. Jones, Mammoth record print, Robinson, Utah, 1902. 1 June V. St. N.-A.

G. Merrillii Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 27. Wyoming.

G. Wilcoxii A. Nels. l. c. 27. Oregon-Calif.

G. sparsiflora Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 291. Calif.

G. patagonica Spegazz. Anal. soc. cient. Arg. 1902. p. 34. Patag.

G. laciniata Speg. = G. valdiviensis Griseb. nach Speg. (1902), An. soc. cient. XLVIII. Sep. 84.

G. patagonica Speg. l. c. 84.

Primulaceae.

Androsace septentrionalis Speg. non L. = A. Salasii F. Kurtz nach Speg. (1902), soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 29.

Carolinella Henryi Hemsl. Icon. pl. t. 2726. China.
Verwandt Primula, aber durch eine Kapsel verschieden, welche mit Deckel aufspringt, schaftblütig. Nat. Pflzf. IV (1). 108. n. 1a.

Primula violodora Dunn, Gard. Chr. III. ser. XXXII. 129. Centr. China.

P. Wilsonii Dunn, Gard. Chr. III. ser. XXXI. 418. China.

P. Ellisiae Pollard et Cockerell, Proc. biol. soc. Washingt. XV. 178. Ver. St. N.-Amer.

Rubiaceae.

Anthospermum Randii Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 258. Rhodesia.

Bertiera Dewevrei Wild. et Dur. (1901), Reliq. Dew. 118. Congogeb.

Coffea Schmidtii K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 888. Siam.

C. Schumanniana Busse, Tropenpfl. VI. 148. D. O.-Afr.

Craterospermum grumileoides K. Sch. Engl. Jahrb. XXXII. 146. Angola.

Delpechea floribunda Montrouz. = Mapouria floribunda Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XIX. 18. u. XXVI. 51. (Uragoga jasminiflora H. Beadle.)

D. artensis Montr. = M. artensis Beauv. l. c.

Douarrea speciosa Montrouz. = Mapouria speciosa Beauvis. Amer. soc. bot. Lyoon. XIX. 25. XXVI. 58.

Fadogia psammophila K. Sch. in Engl. Jahrb. XXXII. 147. Angola.

Galium commune Rouy et Camus, Fl. Fr. VIII.

Galium loocense Urumoff (1901), Zborn. nar. umotrov. XVII. Bulg.

Gonzalagunia (Gonzalea) bracteosa Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 252. Guat.

Digitized by Google

Grisia retusiflora Brongn., G. carnea Brongn. et Gris = Thiolliera artensis Montrouz. nach Beauvisage, Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 50. N.-Caled.
Ixora dolichophylla K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 387. Siam.
Lasianthus caloneurus K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 389. Siam.
L. oligoneurus K. Sch. l. c. 340.
L. Schmidtii K. Sch. l. c. 340.
Mapouria semperflorens (Pancher sub Psychotria ms.) Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 54. N.-Caled.
M. Balansaei (Baill. sub Uragoga) Beauv. l. c. 54.
M. Deplanchei (Baill. sub Uragoga ms.) Beauv. l. c. 55.
Mussaenda lanceolata K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 384. Siam.
Nauclea rivularis Becc., Borneo 524. (Pi. Bo. n. 3827).
Oldenlandia microcoryne K. Sch. in Engl. J. XXXII. 144. Angola.
O. Proschii Briq. Ann. conserv. Genève VI. 8. Ob.-Sambesi.
O. rhodesiana Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 250. Rhodesia.
Ophiorrhiza brachycarpa K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 381. Siam.
Oxyanthus Schumannianus Wild. et Dur. (1901). Reliq. Dew. 119. Congogeb.
Panchezia collina Montrouz. = Ixora collina Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 60. N.-Caled. (Charpentiera bracteata Vieill.)
Pavetta nana K. Sch. Engl. J. XXXII. 146. Angola.
P. Warburgiana Wild. et Dur. (1901). Reliq. Dew. 127. Congogeb.
Pentanisia sericocarpa Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 251. Rhodesia.
P. rhodesiana Sp. M. l. c. 252.
Plectronia siamensis K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 385. Siam.
P. Schmidtii C. B. Cl. l. c. 386.
P. scaberrima K. Sch. in Engl. Jahrb. XXXII. 146. Angola.
Pogonanthus Candollei Montrouz. = Morinda Candollei Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 57. N.-Caled.
Psychotria acuminata Becc. Borneo 524 (Pi. Bo. n. 3840.)
P. polyphlebia Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 258. Guat., Costarica.
Randia armigera K. Sch. Bot. Tidsskr. XXIV. 382. Siam.
R. eucodon K. Sch. l. c. 383.
Randia sambesiaca Schz. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 1015. Sambesi.
R. congolana Wild. et Dur. (1901). Reliq. Dew. 114. Congogeb.
Sabicea Dewevrei Wild. et Dur. (1901). Reliq. Dew. 112. Congogeb.
Tricalysia Crepiniana Wild. et Dur. (1901). Reliq. Dew. 120. Congogeb.
Vanguiera glabrata K. Sch. Engl. Jahrb. XXXII. 144. Wie Angola.
V. Proschii Briq. Ann. conserv. Genève VI. 7. Ob.-Sambesi.
V. Randii Spenc. Moore, Journ. of bot. XL. 253. Rhodesia.

Sapotaceae.

Bassia crassipes Pierre in Becc. Borneo 580 (Pi. Bo. n. 2061).
Chrysophyllum Antunesii Engl. in Jahrb. XXXII. 137. Ang.
Leptostylis micrantha Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon. XXVI. 88. N.-Caled.
Palaquium Vriesei Pierre ms. in Becc. Borneo. 558.
P. optimum Becc. l. c. 152. fig. 3 et 558.
P. tamuredak Becc. l. c. 559 (Pi. Bo. n. 1862).
P. magnoliifolium Becc. l. c. 560.
P. ellipsoideum Becc. l. c. 560.
P. calophyllum Pierre in Becc. l. c. 560.

Digitized by Google

Palaquium ferrugineum Becc. l. c. Pi. Bo. n. 2288.
P. Beccarii Pierre = P. parvifolia Engl. nach Becc. l. c. 561.

Scrophulariaceae.

Alectorolophus melampyroides Borb. et Deg. Magyar bot. lap. I. 221. Balkangeb.
A. pindicus Sterneck, Östr. bot. Zeitschr. LII. 177. Griechenl.
A. Sintenisii Stern. l. c. Griechenl.
Angelonia cubensis Robinson (1901), Symb. ant. II. 458. Cuba.
Capnorea californica (Benth. sub Ourisia) Greene, Pittonia. V. 42—52. N.-Am.
C. Watsoniana Gr. l. c. (Hesperochiron californicus Wats.).
C. leporina Gr. l. c.
C. strigosa Gr. l. c.
C. lasiantha Gr. l. c. (C. nana Rafin.?).
C. macilenta Gr. l. c. (C. nana Rafin.?).
C. incana Gr. l. c.
C. pumila Gr. l. c. (Menyanthes pumila Douglas).
C. fulcrata Gr. l. c.
C. nervosa Gr. l. c.
C. hirtella Gr. l. c.
C. villosula Gr. l. c.
C. campanulata Gr. l. c.
Castilleja Brooksii Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 288. Calif.
C. disticha Eastw. l. c. 289.
C. nana Eastw. l. c. 289.
C. scabrida Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 523. Color.
Euphrasia pecorina Chabert, Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 505. Frkr., wie die folg.
E. Perrieri Chab. l. c. 508.
E. Songeoni Chab. l. c. 517.
E. amurensis Freyn, Östr. bot. Zeitschr. LII. 404. Sibirien.
Gerardia georgiana Boynton, Bull. bot. stud. I. 189. Georg.
Linaria Jattae Palanza, Nuov. giorn. ital. II. ser. VI. 131. S.-Italien.
Mimulus membranaceus Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 30. Wyoming.
M. Biolettii Eastwood, Proc. Calif. acad. III. ser. II. 290. Calif.
Orthocarpus psittacinus Eastwood, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 78. Oregon.
O. barbatus Cotton, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 574. Washingt.
Pedicularis hians Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 289. Alaska.
Pentstemon xylus Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 31. Color. (P. caespit. var. suffruticosus Gray.)
P. Owenii A. Nels. l. c. 32. Idaho.
P. Gormanii Greene, Ottawa nat. XVI. 89.
Scrophularia glabrata Davidson, Bull. South. Calif. acad. I. 26. fig. 3. Arizona.
Synthyris schizantha Piper, Bull. Torr. bot. cl. XXIX. 228. Washingt.
S. flavescens Aven Nelson, Bot. Gaz. XXXIV. 33. Color.
Verbascum corynephorum Borbas, D. bot. Monatsschr. XX. 3. Macedon.

Solanaceae.

Benthamiella azorelloides Speg. (1902). An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 53. Patag.
Cestrum poasanum Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 254. Guatem.
C. brevifolium Urb. (1901). Symb. ant. II. 457. Haiti.
C. heterophyllum Urb. l. c. 457.

Digitized by Google

Cestrum linearifolium Urb. l. c. 458.
Entrecasteauxia elliptica Montrouz. = Duboisia myoporoides R. Br. nach Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 61 (Coronanthera elliptica C. B. Cl.)
Grabowskia megalosperma Speg. (1902). An. soc. cient. Arg. XLVIII. 46. Patag.
G. Ameghinoi (Speg. sub Lycium) Speg. l. c. 48 (Lycium durispina Dusen).
Himeranthus (?) patagonicus Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. 43. Patag.
H. Ameghinoi Speg. l. c. 44.
Jaborosa desiderata Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. 41. Patag.
Lycium halophilum Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. 48. Patag.
L. chubutense Dusen = L. floribundum Dun. nach Speg. l. c. 50.
L. lasiopetalum Speg. l. c. 50.
Nicotiana acaulis Speg. (1902). An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 56. Patag. (Petunia humifusa Speg.) non Dun.
N. Ameghinoi Speg. l. c. 57.
N. deserticola Speg. l. c. 59.
Pantacantha Ameghinoi Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 52. Patag.

Verwandt Fabiana, aber ebenso dornig wie Strongyloma, Kelchzipfel langpfriemlich, Samen geflügelt. Nat. Pflzf. IV (8b). 82. n. 52a.

Physalis missouriensis Mc Kenzie et Bush, Trans. acad. St. Louis XII. 84. Missouri.
P. subglabrata Mc K. et Bush, l. c. 86
Saccardophytum pycnophylloides Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 61. Patag.

Steht zwischen Solanaceen und Scrophulariaceen, keiner Gattung näher verwandt. Nat. Pflzf. IV (8b). 87. n. 68a.

Solanum Dewevrei Dammer, Reliq. Dew. 290. Congogeb. (nomen).
S. Durandii Damm. l. c. (nomen).
S. Wildemanii Damm. l. c. (nomen).
S. runzorense C. H. Wright in Johnston. Uganda Protect.
S. quindiuense Zahlbr. Beih. bot. Cb. XIII. 82. t. 4. fig. 1. 2. Columbien.
S. Theresiae Zahlbr. l. c. 83. t. 5. fig. 1. 2. Bolivien.
S. Brownii Chod. Bull. hb. Boiss. II. ser. II. 747. Parag., wie die folg.
S. Hasslerianum Chod. l. c. 747.
S. paraguariense Chod. l. c. 814.
S. turneroides Chod. l. c. 814.
Trichonetes leucotricha Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. 45. Patag.

Styracaceae.

Alniphyllum macranthum Perkins, Engl. Jahrb. XXXI. 488. China.
Styrax lauraceus Perkins, Engl. Jahrb. XXXI. 478. N.-Granad.
S. Roraimae Perk. l. c. 478. Brit. Guiana.
S. hypochryseus Perk. l. c. 479. Costarica.
S. tarapotensis Perk. l. c. 479. Peru.
S. polyanthus Perk. l. c. 479. Costarica. (S. punctatum J. Donn. Sm. ex p.)
S. micranthus Perk. l. c. 408. Mex.
S. Warscewiczii Perk. l. c. 480. Costarica.
S. lasiocalyx Perk. l. c 481. Columb.
S. myristicifolium Perk. l. c. 481. Costarica, Guat. (S. punctatum J. Donn. Sm. ex p.)

Digitized by Google

Styrax davillifolius Perk. l. c. 482. N.-Granada.
S. caloneurus Perk. l. c. 484. China.
S. paralleloneurus Perk. l. c. 484. Sumatra.
S. dasyanthus Perk. l. c. 485. China.
S. macrothyrsus Perk. l. c. 485. Tonkin.
S. hypoglaucus Perk. l. c. 486. China.
S. prunifolius Perk. l. c. 486. China.
S. macranthus Perk. l. c. 487. China.

Theophrastaceae.

Clavija longifolia (Jacq. sub Theophr.) Mez (1901). Symb. ant. II. 488. Trinidad.
Deherainia cubensis (Rdlk. sub Theophrasta) Mez (1901) l. c. 437. Cuba.
Jacquinia keyensis Mez (1901), Symb. ant. II. 444. W.-Ind.
J. aculeata (Linn. sub Medeola) Mez (1901), l. c. 445. Cuba.
J. aciculata Mez l. c. 450. W.-Ind.

Utriculariaceae.

Biovularia cymbantha (Oliv. sub Utr.) Kamienski, Engl. J. XXXIII. 118. Benguella.
Pinguicula arctica Eastwood, Bot. Gaz. XXXIII. 298. Alaska.
Utricularia Dregei Kamienski, Engl. J. XXXIII. 94.
U. Engleri Kam. l. c. 95. Transv., Kap-, Nyassal.
U. delicata Kam. l. c. 97. Kapl.
U. Rehmannii Kam. l. c. 99. Kapl.
U. elevata Kam. l. c. 99. Kapl., Natal.
U. Sprengelii Kam. l. c. 100. Kapl., Madag.
U. Schinzii Kam. l. c. 101. Kapl.
U. Baumii Kam. l. c. 102. Kunenegeb.
U. lingulata Bak. = U. prehensilis var. Kam. l. c. 108.
U. hians A. DC. = U. preh. var. Kam. l. c. 108.
U. prehensilis β parviflora Oliv. = U. tortilis Welw. var. andongensis Kam. l. c. 104.
U. angolensis Kam. l. c. 104. Ang.
U. incerta Kam. l. c. 111. C.-Afr.
U. platensis Spegazz. (1899) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 81. Argent.

Valerianaceae.

Valeriana chubutensis Spegazz. Anal. mus. nac. Buen. Air. VII. 297. Patag.
V. crassiscaposa O. Ktze. = V. Moyanoi Speg. (1901) nach An. soc. cient. Arg. XLVII. Sep. 66.
Valerianella bessarabica Lipsky bei Olga Fedsch. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 22. Krim. (V. auricula var. Schmalhaus.)

Verbenaceae.

Citharexylum pterocladum Donn. Sm. Bot. Gaz. XXXIII. 255. Guatem.
Lippia Hassleriana Chod. Bull. hb. Boiss. II. sér. II. 821. Paraguay.
Maoutia neriifolia Montrouz. = Oxera neriifolia Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 72. (O. oblongifolia Vieill.) N.-Caled.
Rapinia collina Montrouz. = Vitex collina u. V. Rapinii Beauvis. Ann. soc. bot. Lyon XXVI. 66. N.-Caled.
Verbena racemosa Eggert, Torreya II. 128. Texas.

Digitized by Google

Verbena brevibracteata Egg. l. c. 124 (V. bracteosa var. Gray).
V. nubigena Spegazz. (1899) Com. mus. nac. Buen. Air. I. 187. Argent.
V. tandilensis Speg. (1901) Fl. Tandil. 41. Argent.
V. Silvestrii Speg. (1902) An. soc. cient. Arg. XLVIII. Sep. 66. Patag.
V. Morenonis O. Ktze. = V. patagonica Speg. l. c. 68.
V. Philippiana O. Ktze. = V. minutifolia Speg. l. c. 68.
V. chubutensis Speg. l. c. 68.
V. Toninii O. Ktze. = V. Ameghinoi Speg. l. c. 70.
V. mulinoides Speg. l. c. 70.
Vitex Dekindtiana Gürke in Engl. J. XXXII. 148. Angola.

IX. Flechten.

Referent: A. Zahlbruckner.

Vergl. Jahresbericht XXIX, Abteilung II, 828.

X. Chemische Physiologie.

Referent: Richard Otto.

1902.*)

Inhalt.

I. Stoffaufnahme. (Ref. 1—4.)
II. Assimilation. (Ref. 5 u. 6.)
III. Stoffumsatz. (Ref. 7—17.)
IV. Zusammensetzung. (Ref. 18—23.)
V. Atmung. (Ref. 24.)
VI. Farbstoffe. (Ref. 25—28.)
VII. Allgemeines. (Ref. 29—34.)

*) Arbeiten des Jahres 1902, die hier nicht erwähnt sind, finden sich im Bericht 1903.

Digitized by Google

Autorenverzeichnis.

(Die beigefügten Zahlen bezeichnen die Nummern der Referate.)

Appel 29.
Artari 25.
Behn 21.
Bertel 7.
Czapek 5, 8.
Doroféjew 24.
Gawalowski 18.
Goethe 82, 88.
Grüss 9, 11.
Ivanow 12.
Kissling 19.
Kny 4.
Kohl 28.
Molisch 27.
Otto 1—8, 18—16, 22.
Palladin 26.
Reeb 20.
Reinke 24.
Schlagdenhauffen 20.
Seckt 81.
Seelhorst 21.
Tollens 80.
Weis 10.
Wieler 6.
Wilms 21.
Ystgaard 23.
Zalenski 17.

Referate.

I. Stoffaufnahme.

1. **Otto, R.** Vegetationsversuche mit Kohlrabi zur Erforschung der die Kopfausbildung dieser Pflanze beeinflussenden Nährstoffe. (Gartenflora, 1902, Jahrg. 51, S. 893—899.)

Verf. sucht die Fragen zu beantworten:

1. Bilden in Sandkulturen gezogene Kohlrabipflanzen Köpfe oder nicht? Wenn nicht, woran liegt dies?
2. Welche Nährstoffe und in welchen Mengen hat man event. dieselben zu geben, um die Pflanzen zur Ausbildung grösstmöglichster und als Handelsware wertvoller Köpfe (bezw. anderer Organe) zu bringen?

Die vom Verf. nach dieser Richtung hin in den Jahren 1889 und 1900 ausgeführten Vegetationsversuche (Sandkulturversuche) mit Kohlrabi hatten gezeigt, dass in Sandkulturen gezogene Kohlrabipflanzen es stets, selbst unter relativ ungünstigen Versuchsbedingungen (sehr kleine Versuchsgefässe) zur Kopfausbildung gebracht hatten, doch war dieselbe bei Verwendung ententsprechend grösserer Kulturgefässe mit einem grösseren Bodenvolumen eine weit normalere als bei Benutzung kleinerer Gefässe mit geringerem Erdquantum.

Weiter hatten vom Verf. ausgeführte Versuche hinsichtlich der zweiten Frage, welche Nährstoffe und in welchen Mengen man dieselben zu geben hat, um die Pflanzen zur Ausbildung grösstmöglichster und als Handelsware wertvoller Köpfe (event. auch anderer Organe) zu bringen, mit Sicherheit ergeben, dass gleichzeitig neben einer normalen Düngung (Volldüngung) eine verabfolgte starke einseitige Düngung mit den Nährstoffen Stickstoff, Phosphorsäure, Kali und Kalk direkt schädigend auf die Kopfausbildung einwirkt, indem nur sehr kleine Köpfe gebildet werden gegenüber den Pflanzen, welche die Normaldüngung allein erhalten hatten, und solchen, welche neben der Normaldüngung nur schwach einseitig mit Stickstoff, Phosphorsäure, Kali und Kalk gedüngt waren.

Für das Versuchsjahr 1901 lautete die zu behandelnde Frage: „Welche Nährstoffe bewirken eine in jeder Beziehung gute Kopfausbildung der Pflanze

Digitized by Google

und wie wird dieselbe durch die einzelnen Nährstoffe beeinflusst, resp. wie wirkt die neben der Volldüngung gegebene einseitige Düngung auf die Entwickelung und Ausbildung der ganzen Pflanze ein?"

Um eine noch bessere Kopfausbildung in den einzelnen Versuchsreihen zu erzielen als früher, erschien es angezeigt, bei den diesjährigen Versuchen sowohl die Normaldüngung als auch die einseitigen Düngungen um die Hälfte schwächer zu nehmen als bei den Versuchen des Jahres 1900.

Es waren neun Versuchsreihen vorhanden, von welchen jedes Vegetationsgefäss mit 8 kg Sand, wie folgt, gedüngt war:

Reihe I (normal). 4 g KNO_3 + 2 g NaCl + 2 g $CaSO_4$ + 2 g $MgSO_4$ + 7 H_2O + 2 g $Ca_3P_2O_8$ + 1,6 g $Fe_2(OH)_6$.

Reihe II (K_1). Dieselbe Normaldüngung + 1 fache Kaligabe in Form von 2 g Kaliumchlorid (KCl).

Reihe III (K_2). Dieselbe Normaldüngung + 2 fache Kaligabe in Form von 4 g Kaliumchlorid (KCl).

Reihe IV (P_1). Dieselbe Normaldüngung + 1 fache Phosphorsäuregabe in Form von 2 g Natriumphosphat ($Na_2HPO_4 + 12H_2O$).

Reihe V (P_2). Dieselbe Normaldüngung + 2 fache Phosphorsäuregabe in Form von 4 g Natriumphosphat ($Na_2HPO_4 + 12H_2O$).

Reihe VI (N_1). Dieselbe Normaldüngung + 1 fache Stickstoffgabe in Form von 2 g Natriumnitrat ($NaNO_3$), später als Kopfdüngung.

Reihe VII (N_2). Dieselbe Normaldüngung + 2 fache Stickstoffgabe in Form von 4 g Natriumnitrat ($NaNO_3$), später als Kopfdüngung.

Reihe VIII (Ca_1). Dieselbe Normaldüngung + 1 fache Kalkgabe in Form von 2 g Calciumsulfat ($CaSO_4$).

Reihe IX (Ca_2). Dieselbe Normaldüngung + 2 fache Kalkgabe in Form von 4 g Calciumsulfat ($CaSO_4$).

Von den Versuchsergebnissen sei hier folgendes hervorgehoben:

In den Reihen V (P_2), VII (N_2) und IX (Ca_2) war deutlich der Einfluss einer zu hohen und einseitigen Konzentration des betreffenden Nährstoffes wahrzunehmen, welche sich in der Ausbildung kleinerer Köpfe als bei der Normaldüngung zu erkennen gab. Dafür war jedoch das Gewicht der Blattmasse bedeutend höher als in Reihe I.

Ferner zeigten die chemischen Analysen der geernteten Köpfe, dass die Reihen mit einfacher Nährstoffzugabe (II, IV, VI und VIII) einen weit höheren Ertrag an Frischgewicht wie an Trockensubstanz ergeben hatten als die Normaldüngung für sich allein, dass dagegen die Reihen mit doppelter Nährstoffzugabe (III, V, VII und IX) in jeder Beziehung weit zurückgeblieben waren hinter der Normaldüngung (I).

Es hat die stärkere Beigabe eines einzelnen der vier Nährstoffe Kali, Phosphorsäure, Stickstoff und Kalk (wahrscheinlich infolge zu starker Konzentration der Düngung) hier schädlich auf die Kopfausbildung eingewirkt. Am meisten ist dies der Fall bei der doppelten Phosphorsäurezugabe (Reihe V), nächstdem bei der doppelten Stickstoffzugabe (Reihe VII), und zwar sowohl in Bezug auf den Ertrag, als auch in Ansehung der Störung des Nährstoffverhältnisses. — Am günstigsten ist der Ertrag an Frischgewicht wie an Trockensubstanz bei einfacher Stickstoffzugabe (VI), dagegen zeigt sich ein jäher Abfall bei doppelter Stickstoffzugabe (VII). Die Reihen mit der Kalkzugabe (VIII und IX) sind

Digitized by Google

unter sich ziemlich gleich; auffallend ist nur das Abnehmen des Phosphorsäuregehaltes der Asche bei der doppelten Kalkzugabe (IX). Die Kalizugabe bedingt keine Steigerung des Kaligehaltes der Asche, welcher weitaus am höchsten bei der Normaldüngung ist. Nur Stickstoff- und Kalkzugabe steigern den Gehalt an Stickstoff und den Kalkgehalt der Asche. Auch die doppelte Kalizugabe (III) scheint den Kalkgehalt der Asche zu erhöhen.

Beim Magnesiagehalt der Asche ist es auffallend, dass die doppelten Kali-, Phosphorsäure- und Stickstoffzugaben jedesmal den Magnesiagehalt in ganz beträchtlicher Weise ansteigen lassen (weniger stark ist dies bei der doppelten Kalkzugabe der Fall), was bei deutlicher Störung des sonstigen Nährstoffverhältnisses in die Augen fallend ist. Umgekehrt gestaltet sich der Einfluss der doppelten Nährstoffzugaben auf den Phosphorgehalt der Asche, hier sehen wir mit Ausnahme der doppelten Stickstoffzugabe (VII) überall eine Abnahme desselben. Ferner bewirkt die doppelte Stickstoffzugabe (VII) eine Abnahme des Kaligehaltes der Asche, welcher sonst in allen Reihen (von der Normaldüngung abgesehen) ziemlich gleich bleibt.

Die doppelte Phosphorsäurezugabe (V) war auch in den diesjährigen Versuchen wieder höchst schädlich für die Ausbildung der Köpfe. Wie schon zu Beginn der Vegetationsversuche beobachtet wurde, waren in dieser Reihe die Pflanzen schon damals die schlechtesten von allen und den übrigen gegenüber weit zurück. Die Kohlrabipflanzen scheinen mithin sehr empfindlich gegen starke Phosphorsäuregaben zu sein. Auch bei des Verf. früheren Versuchen in Wasserkulturen hatte sich schon gezeigt, dass die Pflanzen bei höheren Konzentrationen von Phosphorsäure im Gegensatz zu solchen von Stickstoff, Kali und Kalk zugrunde gingen. Ebenso ist nach Lierke (Praktische Düngetafel, P. Parey, Berlin) die Entnahme von Phosphorsäure aus dem Boden eine verhältnismässig geringe gegenüber der von Kali, Stickstoff und Kalk.

Die Kohlrabipflanzen brauchen mithin vor allem eine verhältnismässig sehr starke Stickstoff- und Kalidüngung neben entsprechender Kalkgabe.

2. **Otto, R.** Sandkulturversuche mit Kohlrabi zur Erforschung der die Kopfausbildung dieser Pflanze beeinflussenden Nährstoffe. (Proskauer Obstbau-Zeitung, 1902, S. 85—87.)

Die Arbeit enthält die Versuche des Verf. vom Jahre 1900. Ausführlicheres s. Ref. No. 1.

3. **Otto, R.** Über die Kalidüngung der Obstbäume. (Proskauer Obstbau-Zeitung, 1902, S. 72—75.)

Es werden die wichtigsten für die Obstbaumdüngung in Betracht kommenden Düngemittel, insbesondere die kalihaltigen künstlichen Dünger, und deren Anwendung besprochen.

4. **Kny, L.** Über den Einfluss des Lichtes auf das Wachstum der Bodenwurzeln. (Jahrbücher f. wissenschaftliche Botanik, 1902, Bd. 38, S. 421—446.)

Die Ergebnisse seiner Untersuchungen fasst Verf. in folgende Sätze zusammen:

1. Der Einfluss des diffusen Tageslichtes auf das Längenwachstum der Bodenwurzeln, welches nach den bisherigen Anschauungen nicht nur grosse Abweichungen zeigen, sondern sich bei verschiedenen Pflanzen sogar in entgegengesetztem Sinne geltend machen sollte, hat sich bei den 3, für unsere Untersuchung gewählten Pflanzen *(Lupinus albus, Lepidium sativum, Vicia sativa)*, welche diese Verschiedenheiten deutlich zum

Digitized by Google

Ausdruck bringen sollten, als im wesentlichen gleichartig herausgestellt. Bis auf weiteres, d. h. solange nicht Ausnahmen durch sorgfältige Untersuchung festgestellt sind, wird also der Satz Geltung haben müssen, dass diffuses Tageslicht das Längenwachstum der Bodenwurzeln verzögert, Dunkelheit es begünstigt.

Diese Tatsache hat sich sowohl bei solchen Keimpflanzen nachweisen lassen, wo Wurzel und Hypokotyl den Einfluss des Lichtes, bezw. der Dunkelheit gleichsinnig erfuhren, als auch bei solchen, wo das Hypokotyl durchweg verdunkelt war und nur die Wurzel verschiedene Behandlung erfuhr. Auch da, wo durch Eingipsen der Keimprozess in seiner Entwickelung behindert, oder wo er vollständig entfernt war, wo also korrelative Beeinflussung der Wurzel durch den Spross ausgeschlossen war, blieben die belichteten Wurzeln den verdunkelten gegenüber im Längenwachstum durchschnittlich zurück.

Das Maass der Verzögerung des Längenwachstums scheint bei den 8 untersuchten Arten nicht das gleiche zu sein. Um hierüber Gewissheit zu erhalten und das Verhältnis, in welchem das Licht das Wurzel-Wachstum bei verschiedenen Arten beeinflusst, genau beurteilen zu können, müsste eine grosse Reihe von Parallelversuchen zu gleicher Zeit und unter gleichen äusseren Bedingungen durchgeführt werden.

2. An den Wurzeln von *Lupinus albus* hatte sich herausgestellt, dass mit einer Steigerung des Längenwachstums sehr gewöhnlich eine Minderung des Dickenwachstums und eine Verzögerung in der Ausbildung des Centralcylinders Hand in Hand ging und umgekehrt. Bei *Vicia sativa* und bei *Lepidium sativum* trat diese Erscheinung nicht mit gleicher Deutlichkeit hervor. Es wird die Aufgabe weiterer Untersuchungen sein, festzustellen, ob Längen- und Dickenwachstum sich etwa derart kompensieren, dass das organische Trockengewicht der im diffusen Lichte und im Dunkeln erzeugten Wurzelmasse das gleiche ist.
3. Bei allen auf das Wachstum der Wurzeln bezüglichen Untersuchungen ist Bedacht darauf zu nehmen, dass eine möglichst grosse Zahl von Versuchspflanzen zur Untersuchung gelange, weil die individuellen Schwankungen sehr erhebliche sind. Durch Nichtbeachtung dieser Vorsichtsmassregel mag ein Teil der abweichenden Resultate früherer Forscher verursacht sein. Um diese individuellen Schwankungen deutlich hervortreten zu lassen, habe ich von jeder Serie von 8 ähnlichen Versuchen die Ergebnisse des einen mit allen einzelnen Zahlen mitgeteilt. Bei den beiden anderen glaubte ich, mich mit Anführung des Schlussresultates begnügen zu sollen.

Hätte ich z. B. nur den Versuch 21 ausgeführt, so wäre ich zu dem Resultate gelangt, dass bei eingegipsten Keimpflanzen von *Vicia sativa* die Wurzeln im diffusen Lichte stärker in die Länge wachsen als im Dunkeln. Unter gleichzeitiger Berücksichtigung der in übereinstimmender Weise angestellten Versuche 19 und 20 ergab sich das entgegengesetzte Resultat. Ebenso zeigte im Versuch 2 die Gruppe 4 eine nicht unerhebliche Begünstigung der belichteten Wurzeln, während in den drei anderen Gruppen ebenso, wie in allen 4 Gruppen der Versuche 1 und 3 das Gegenteil der Fall war. Auch hier trat die Gesetzmässigkeit erst in dem Endergebnis einer grösseren Versuchsreihe klar hervor.

Digitized by Google

II. Assimilation.

5. **Czapek, F.** Chlorophyllfunktion und Kohlensäureassimilation. (Ber. D. B. G. Generalversammlungsheft I, 1902, Bd. 20, S. 44—61.)

Die vorliegende Arbeit ist ein Sammelreferat über obigen Gegenstand und war zum Vortrag in der Generalversamlung d. D. B. G. zu Karlsbad bestimmt gewesen; doch unterblieb der Vortrag wegen eingetretener Verhinderung des Verfassers. Die Arbeit bringt in sehr vollständiger Weise die heutigen Anschauungen auf dem Gebiete der Chlorophyllfrage und Kohlensäureassimilation.

6. **Wieler, A.** Über die Einwirkung der schwefeligen Säure auf die Pflanzen. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 556—566.)

Verf. hat die Einwirkung der schwefeligen Säure (SO_2) auf die pflanzlichen Funktionen studiert. Bei allen verwendeten Pflanzen wurde die Assimilation durch schwefelige Säure herabgesetzt, wenn die Konzentration entsprechend gewählt wurde. Die einzelnen Pflanzen, auch die Individuen derselben Art, erweisen sich verschieden empfindlich. Man kann deswegen die Grenze, bei der die Einwirkung aufhört, nur schwierig ermitteln. Sehr starke Verdünnungen wirken noch auf die Chloroplasten ein, aber nur bei relativ hoher Konzentration wird der Assimilationsverlust erheblich. Die schwefelige Säure ruft eine deutliche Nachwirkung hervor, dieselbe hält verschieden lange an und scheint von der Konzentration abhängig zu sein. Die Versuche mussten der konstanten Lichtquelle wegen bei künstlicher Beleuchtung (Bogenlicht) ausgeführt werden, es kann somit der Assimilationsabfall im Sonnenlicht möglicherweise noch grösser und die schwefelige Säure bei noch stärkerer Verdünnung wirksam sein.

Die Versuche ergaben ferner, dass die Spaltöffnungen nicht unter dem Einfluss der schwefeligen Säure geschlossen werden und dass die schädigende Säure nur durch die Spaltöffnungen eindringen kann. Die Assimilationsveränderung ist daher durch eine Inaktivierung der Chloroplasten zu erklären. Doch ist noch nicht zu entscheiden, ob dabei nur ein Teil der Chloroplasten betroffen wird, oder ob eine partielle Herabsetzung ihrer Assimilationsfähigkeit eintritt. Aus der vom Verf. beobachteten Wiederkehr der neuen Assimilation folgt, dass die Chloroplasten nicht verändert wurden.

Versuche mit Buchen in einem Räucherhause (SO_2 : Luft = 1 : 500 000) ergaben, dass die mitunter beobachtete vorzeitige Herbstfärbung auch auf Einwirkung von schwefeliger Säure zurückzuführen ist. Die schwefelige Säure wirkt also auch auf den Chlorophyllfarbstoff; wahrscheinlich beeinflusst die Säure den Chloroplasten so, dass er das Chlorophyll nicht wieder regenieren kann, während die Verfärbung selbst ein normaler Vorgang ist. Mit der Verminderung des grünen Farbstoffes geht eine Abnahme der Stärkeproduktion Hand in Hand. Die Ableitung der Assimilate wird unter der Einwirkung der schwefeligen Säure ebenso wie unter der der Salzsäure erheblich verzögert.

Eine Herabsetzung der Wasseraufnahme, wie sie v. Schroeder gefunden hatte, findet nach Verf. nicht statt, wenn die Konzentration der Säure die Blätter gar nicht oder nicht direkt schädigt. Die von v. Schroeder beobachtete auffällige Nervaturzeichnung der Blätter ist nach Verf. eine Reizwirkung, ein durch die Säure ausgelöster Blutungsvorgang innerhalb des Blattgewebes, der ausser durch schwefelige Säure und Salzsäure auch durch Chloroform, vielleicht auch durch andere gasförmige Stoffe hervorgerufen wird.

Digitized by Google

III. Stoffumsatz.

7. **Bertel, R.** Über Tyrosinabbau in Keimpflanzen. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 454—468.)

Aus den Versuchen des Verfs. hat sich ergeben, dass in den Keimlingen *(Lupinus albus)* reichlich Tyrosin aus den Reserveproteiden der Cotyledonen entsteht, dass es herabwandert in die Wurzel und zum Teil schon in den oberen Wurzelteilen zu Homogentisinsäure oxydiert wird. Diese wird in die Wurzelspitze geleitet und dort weiter oxydiert.

Andererseits wandert Tyrosin in jedem wachsenden jungen Spross oder in jeder Wurzel in den Siebröhren dem Vegetationspunkte zu und dient dort als Material zur Eiweisssynthese beim Aufbau der jungen Zellen. Werden die Zellen älter, so liefern sie im Laufe degressiver Prozesse neuerlich Tyrosin aus ihrem Eiweiss und auch Homogentisinsäure, die aber noch in weitere Oxydationsprodukte übergeht.

Bemerkenswert ist, dass die Homogentisinsäure unter Sauerstoffaufnahme und CO_2-Abgabe verläuft, somit unter die Atmungsprosse zu zählen ist.

8. **Czapek, F.** Stoffwechselprozesse in der geotropisch gereizten Wurzelspitze und in phototropisch sensiblen Organen. (Vorläufige Mitteilung.) (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 464—470.)

Verf. konnte nachweisen, dass nach geotropischer Reizung in allen Wurzelspitzen wie auch in Hypocotylen und Sprossen eine Vermehrung der Homogentisinsäure eintritt. Die Vermehrung tritt konstant vor dem Sichtbarwerden der Reizkrümmung auf und erreicht ihr Maximum bei Beginn der Krümmung, um später wieder zurückzugehen. Die beobachtete Homogentisinsäurevermehrung kann bestimmt in nichts anderem seine Ursache haben, als in der stattgefundenen geotropischen Reizung; die geotropische Reaktion ist somit mit chemischen Veränderungen im sensiblen Organe der Wurzel verknüpft. Der chemische Vorgang in der Spitze pflanzt sich nach oben in die ebenfalls Homogentisinsäure führende Zone bis in die Wachstumsregion fort, doch tritt die Vermehrung hier schwächer und später auf. Auch durch phototropische Reizung wird bei diesen Organen eine Vermehrung der Homogentisinsäure bewirkt.

Hinsichtlich der Frage, in welchem Verhältnis die Vermehrung der Homogentisinsäure in gereizten Wurzeln zu der vom Verf. früher beobachteten Verzögerung oxydierender Wirkungen steht, schliesst Verf. aus seinen Versuchen, dass in gereizten Spitzen bestimmte Substanzen gebildet werden, die hemmende Wirkungen auf die Spitzenoxydase äussern. Da schon kleine Quantitäten gereizten Spitzenbreies energisch hemmende Wirkungen äussern und der hemmende Stoff in Wasser löslich, in Alkohol unlöslich ist und durch Kochen zerstört wird, so hält Verf. die Bildung eines Antienzyms (Antioxydase) für möglich, welches in gereizten Wurzeln gebildet wird.

9. **Grüss, J.** Über die Einwirkung der Enzyme auf Hemicellulosen. (Wochenschrift f. Brauerei, Bd. 19, S. 243—245.)

Nach Verf. können die Hemicellulosen, Galaktane und Pentosane eine grosse Rolle bei der Malzbereitung spielen. Was wird nun aus diesen Kohlenhydraten, wenn sie der Einwirkung der Diastaseenzyme unterliegen? Da man augenblicklich unmöglich diese Körper aus dem Gewebe zu isolieren vermag, so hat Verf. auf einem anderen Wege Anhaltspunkte hierüber zu gewinnen versucht. Er ging vom Mannan aus, welcher als Reservecellulose in Form

Digitized by Google

sekundärer Zellhäute im Endosperm der Dattelsamen sich findet, und vom Traganth. Diese Hemicellulosen liefern bei der Verzuckerung mit Säuren charakteristische Zuckerarten, die Mannose, bezw. Galaktose, welche sich leicht erkennen lassen.

Bei der Einwirkung von Diastasepulver (nach Lintners Verfahren bereitet) auf Traganth entstand Galaktose. Bei Benutzung von Mannan, aus Dattelkernen durch Kupferoxydammoniak getrennt, und des Dattelenzyms war die Einwirkung gering; dieses, ebenso die Lintnersche Diastase, erzeugten aus dem Mannan Mannose. Das Dattelenzym hatte bei Versuchen des Verf. etwa doppelt so stark gewirkt, wie eine 5 proz. Lintnersche Diastaselösung. Die Diastase vermag also die in der Gerste vorkommenden Hemicellulosen aufzuschliessen und es entstehen bei fortgesetzter enzymatischer Einwirkung aus denselben diejenigen Zuckerarten, welche auch bei der Hydrolyse durch Säuren gewonnen werden. (Nach Chemisches Centralblatt 1902, I.)

10. **Weis, Fr.** Études sur les enzymes protéolytiques de l'orge en germination (du malt). Comptes-rendus du laboratoire de Carlsberg, vol. V, 1908. Ebenda dänisch, sowie (als Dissertation) separat: Kjöbnhavn 1902 herausgegeben. Die dänische Ausgabe 154 pp., gr. 8 ^{0} mit 17 Kurven-Tafeln.

Die Hauptergebnisse dieser sehr umfassenden Abhandlung lassen sich ungefähr folgendermassen zusammenfassen:

In einem wässerigen Auszuge aus keimender Gerste, Grünmalz, lassen sich proteolytische Enzyme nachweisen, und zwar ein hydrolytisches, albumosebildendes, Peptase und ein tiefer spaltendes, Tryptase. Die beiden Enzyme sind gewöhnlich in verschiedenem Grade von den äusseren Faktoren abhängig. Der proteolytische Prozess wird von geringen Säuremengen stark gefördert, von Alkalien gehemmt, die tryptische Fase ausserdem von Alkohol und Antiseptika, die peptische ist weniger empfindlich. Keine der beiden wird wesentlich durch Toluol geschwächt. Die beiden Enzyme sind in Wasser, schwacher Milchsäure und Glycerin löslich, diffundieren nur in geringem Grade durch tierische Häute, vertragen trocken eine langsame Erwärmung bis auf 95 ^{0}, während sie gelöst bei ca. 70 ^{0} destruiert werden. Die beiden Enzyme vermögen mehrere sehr verschiedene Eiweissstoffe, sowohl vegetabilischer als auch animalischer Natur, umzubilden. Von Zersetzungsprodukten bildet die Peptase schnell eine grosse Menge von Albumosen, während echte Peptone nur in geringer Menge auftreten. Das tryptische Enzym zeigte sich erst am vierten Tage der Keimung. Im ruhenden Gerstenkorn liessen sich geringe Mengen Zymogen sowohl für die Peptase, als auch für die Tryptase nachweisen, dieselben konnten durch die Einwirkung von schwacher Milchsäure und einer passenden Temperatur aktiviert werden. Porsild.

11. **Grüss, J.** Über den Umsatz der Kohlenhydrate bei der Keimung der Dattel. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. XX, S. 86—44.)

Verf. hatte gefunden, dass in den Endospermen gekeimter, von den Embryonen befreiter Gerste, die in Gegenwart eines Antiseptikums in Wasser liegen, die Stärke allmählich verschwindet. Es müssen daher auch Endospermzellen gekeimter Dattelpflanzen, wenn in ihnen ein Enzym tätig ist, die Hydrolysationsprodukte an das umgebende Wasser abgeben. Verf. konnte tatsächlich in der wässerigen Flüssigkeit, in welcher sorgfältig von den Schildchen getrennte Endospermen von 2 Monate alten Dattelpflanzen längere Zeit gelegen hatten (als Antiseptikum diente Thymol), Mannose nachweisen. Ebenso liess sich Galaktose durch Überführung in Schleimsäure feststellen. Ausserdem

Digitized by Google

zeigte sich, dass in den Endospermen noch Rohrzucker (ca. 0,7 %) und Invertzucker (0,1—0.2 %) vorhanden sind. In den Schildchen fanden sich 44,8 % Rohrzucker und 1,8—8,8 % Invertzucker. Nach Verfs. Untersuchungen, welche auch das Verhalten des Rohrzuckers bei der Keimung und vor der Keimung betrafen, treten in der Lösungszone des Endosperms als Hydrolisations-Produkte einer Enzymwirkung Mannose, Galaktose, Dextrose und Fruktose auf. Der Rohrzucker kann nicht im Endosperm aus Mannose bezw. Galaktose entstanden sein, da diese Zucker sich in der Lösungszone bilden, in der kräftig invertierende Wirkung besteht, er ist vielmehr schon vor der Keimung im Endosperm vorhanden. Der Rohrzucker bildet jedenfalls die erste Kohlenhydratnahrung für den Embryo, der ihn in invertierter Form aufnimmt. Durch die Inversion wird das osmotische Gleichgewicht gestört, wodurch der Rohrzucker fortdauernd der Epithelschicht zufliesst. Später wird das Galaktosemannan in Mannose und Galaktose übergeführt, und diese, sowie auch der Invertzucker werden nach ihrem Eintritt in die Epithelzellen in Rohzucker verwandelt, welcher schliesslich auf 44 % der Trockensubstanz in dem Schildchen anwachsen kann. Der Rohrzucker geht auf seiner Wanderung zum Spross ohne Inversion in transitorische Stärke über.

Im Anschluss daran berichtet Verf. noch über Versuche mit dem Dattelendospermenzym, die später ausführlich beschrieben werden sollen. Hiernach wirkt das Enzym auch auf Stärke ein, obwohl dieselbe sich nicht in den Endospermzellen vorfindet. Dementsprechend wirkt Malzdiastase auf α-Mannan ein, welches im Gerstenendosperm auch nicht vorhanden ist. Diese Tatsachen haben Verf. zu der Ansicht gedrängt, dass in der Diastasegruppe verschiedene Enzyme nicht nur auf Stärke, sondern auch auf Hemicellulosen eingestellt sind.

12. **Ivanow, L.** Über die Umwandlungen des Phosphors beim Keimen der Wicke. (Vorläufige Mitteilung.) (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 860—872.)

Verf. zieht die Ergebnisse seiner Arbeit in folgende Sätze zusammen:

1. Beim unmittelbaren Fällen durch Molybdänflüssigkeit erreicht man eine quantitative Abtrennung der organischen Phosphate von den anorganischen (Phosphat-Ionen), und zwar mit einer Genauigkeit, welche vollständig für physiologische Zwecke genügt.
2. Die Bestimmung des Phosphors in den Eiweissstoffen, welche in saurer Lösung durch Erwärmen gefällt werden, gibt (nach Abzug des Phosphors im Lecithin) die Menge des Eiweissphosphors an, welche mit der nach Stutzer bestimmten Menge des Eiweissstickstoffes verglichen werden kann.
3. Bei der Keimung erscheinen rasch und vermehren sich während der ganzen Zeit die anorganischen Phosphate (Phosphat-Ionen) und erreichen nach 30 Tagen 98 % des Gesamtphosphors.
4. Die grössten Phosphormengen machen die Eiweissstoffe frei, nach ihnen die löslichen Phosphate und am wenigsten — Lecithin.
5. Lecithin verändert sich bei der Keimung am wenigsten, es ist die beständigste Phosphorverbindung.
6. Die Eiweissstoffe verlieren bei der Keimung im Dunkeln immer mehr und mehr Phosphor, was durch die beständige Verringerung des Coeficiente $\frac{P}{N}$, der sich bis 0 nähert, ausgedrückt wird.

13. **Otto, R.** Über die klimatischen Einflüsse auf die chemische Zusammensetzung verschiedener Äpfelsorten von Herbst 1900 im Vergleich mit denselben Sorten vom Herbst 1898. (Landwirtschaftliche Jahrbücher, 1902, Bd. 31, S. 605—618.)

Digitized by Google

Verf. suchte die Fragen zu entscheiden:

1. Ob sich in der chemischen Zusammensetzung der gleichen Äpfelsorten in den beiden Untersuchungsjahren 1898 und 1900 „wesentliche Unterschiede“ und eventuell „welche“ zeigen.
2. Ob im bejahenden Falle diese Unterschiede wesentlich durch die verschiedenen Witterungsverhältnisse (Niederschläge, Wärme), die bei uns in Proskau in den betreffenden Jahreszeiten (Frühling, Sommer und Anfang Herbst) geherrscht haben, bedingt sind.

Hinsichtlich der ersteren der beiden Fragen ergab sich folgendes:

Die untersuchten 18 verschiedenen Äpfelsorten von 1900 (entstammend dem Kgl. pomolog. Institut zu Proskau) wiesen gegenüber den gleichen Sorten von 1898 ganz erhebliche Unterschiede auf. Und zwar bestanden dieselben in folgenden:

Im Jahre 1900 war die Mehrzahl (zwei Drittel) der gleichen Äpfelsorten bedeutend früher, manchmal um 14 Tage und noch mehr, in einigen Fällen um 22 und 45 Tage, lagerreif als 1898.

Das spezifische Gewicht des Mostes und dem entsprechend die Öchsle-Grade des Mostes waren in der Hälfte der Fälle im Jahre 1900 höher als 1898.

Einen ganz bedeutenden Mehrgehalt wies der Extraktgehalt des Mostes von 1900 in zwei Drittel aller Fälle gegenüber dem von 1898 auf.

Noch mehr kam, insbesondere für die Obstweinbereitung, in Betracht die sehr hohe Steigerung des Zuckergehaltes des Mostes von 1900, welche in 18 von 18 Fällen nachgewiesen werden konnte.

Gegenüber diesen Mehrgehalten im Jahre 1902 zeigte der Gesamtsäuregehalt der Äpfelsorten von 1900 mit einer Ausnahme in allen (17) Fällen sehr erhebliche Mindergehalte gegenüber den gleichen Sorten von 1898.

Es war somit die erstere der oben gestellten Fragen „im bejahenden Sinne“ zu beantworten.

Bei der Vergleichung der Niederschlagsmengen (Regen, Schnee, Graupel, Hagel, Tau, Reif) untereinander, die in den für die Entwickelung und das Reifen der Äpfel wichtigsten Monaten März bis Oktober in den Jahren 1898 und 1900 am Beobachtungsorte (Proskau) gefallen sind, ergab sich u. a. für 1900, dass gerade die beiden Monate, in welchen zur Ausbildung und Reife der Früchte grosse Niederschlagsmengen mit entsprechender Wärme sehr erwünscht sind, nämlich die Monate Juli und August 1900, sowie auch schon vorher der Juni 1900, bedeutend grössere Niederschlagsmengen aufweisen, als die entsprechenden Monate von 1898. Die durchschnittlich höhere Feuchtigkeit der Monate März bis Oktober 1900, insbesondere aber der für die Entwickelung und das Reifen der Äpfel besonders in Betracht kommenden Monate (Juni, Juli, August) gegenüber denen von 1898 konnte bei gleichzeitig günstigen Wärmeverhältnissen nur vorteilhaft auf das frühere Reifen und die günstigere chemische Zusammensetzung der Früchte von 1900 gegenüber denen von 1898 eingewirkt haben.

Ganz analog waren auch die Wärmeverhältnisse der Monate März bis Oktober 1898 und 1900 in Proskau, wie eingehend, an der Hand zahlreicher Tabellen, in der Original-Arbeit gezeigt wird.

Es liegt klar auf der Hand, dass eine Wärmemehrheit, die allein für die Schattentemperatur in den für die Ausbildung und das Reifen der Äpfel so wichtigen Monaten Juni bis Oktober pro 1 Monat im Jahr 1900 im Mittel 59,1° C mehr betragen hat, als im Jahr 1898, im Verein mit den nachge-

Digitized by Google

wiesenen grösseren Niederschlagsmengen der Sommermonate von 1900, von ganz erheblichem Einfluss gewesen sein muss auf das vom Verf. konstatierte frühere Reifen und die günstigere chemische Zusammensetzung der gleichen Äpfelsorten des Jahres 1900 gegenüber denen von 1898.

Dass hierbei aber auch noch andere meteorologische Faktoren, z. B. die Dauer des Sonnenscheines etc. in den einzelnen Monaten, ein wichtige Rolle mitgespielt haben mögen, sei nur andeutungweise erwähnt. Es ist somit auch die zweite der oben gestellten Frage im bejahenden Sinne beantwortet.

14. **Otto, R.** Über den Einfluss der Witterung auf die chemische Zusammensetzung verschiedener Äpfelsorten. (Proskauer Obstbau-Zeitung, 1902, S. 177—180.)

S. vorstehendes Referat No. 13.

15. **Otto, R.** Untersuchungen über das Schwitzenlassen der Äpfel. (Landwirtschaftliche Versuchsstationen, 1902, Bd. 56, S. 427—439.)

Verf. hat zur Entscheidung der Frage, welche chemische Veränderungen in den Äpfeln durch das Schwitzenlassen vor sich gehen, ob überhaupt das Schwitzenlassen der Äpfel von Vorteil für die nachfolgende Verarbeitung derselben zu Obstwein ist, Versuche mit verschiedenen Äpfelsorten angestellt.

Die wesentlichsten Ergebnisse dieser Untersuchungen sind folgende:

I. Schwitzversuche bei „Grosse Kasseler Reinette" unter einer Glasglocke.

1. Durch das Schwitzenlassen scheint in fast allen Fällen der Wassergehalt der Früchte etwas abzunehmen und demgemäss die Trockensubstanz zuzunehmen.
2. Die Stärke verschwindet durch das Schwitzenlassen ziemlich schnell und zwar waren von fast 4 % Stärke ein grosser Teil schon nach 10 Tagen, die ganze Menge nach 23 Tagen des Schwitzenlassens vollständig verschwunden. In einer zweiten Versuchsreihe bei reiferen Äpfeln waren 3,81 % Stärke schon nach 17 tägigem Schwitzenlassen verschwunden und dafür hatte sich der Gesamtzuckergehalt von 10,10 g auf 11,58 g in 100 ccm Most erhöht. Bei einem dritten Versuche mit noch reiferen Früchten waren 1,60 % Stärke nach 14 tägigem Schwitzenlassen verschwunden und dafür hatte sich der Gesamtzuckergehalt von 12,86 auf 13,26 erhöht.
3. Das spezifische Gewicht des Mostes hatte in allen Fällen durch das Schwitzenlassen zugenommen und zwar im allgemeinen mehr bei den unreifern als bei den reiferen Früchten.
4. Der Zuckergehalt (Gesamtzucker) weist sehr günstige Resultate zu Gunsten des Schwitzenlassens auf. Von 9,98 g stieg derselbe nach 28 tägigem Schwitzenlassen bei sehr unreifen Äpfeln auf 11,51 g in 100 ccm Most, bei etwas reiferen Früchten, von 10,10 auf 11,58 in 17 Tagen und bei noch reiferen Früchten von 12,86 auf 13,26 in 14 Tagen. Es hat also in allen Fällen durch das Schwitzenlassen eine sehr schnelle und ziemlich erhebliche Zuckerzunahme besonders bei den sehr unreifen Früchten stattgefunden, welche zum Teil auf Kosten der umgewandelten Stärke, zum Teil auf die durch das Schwitzenlassen stattfindende Konzentration des Mostes zu setzen ist.
5. Die Säure (ber. als Äpfelsäure) nimmt in allen Fällen durch das Schwitzen-

Digitized by Google

lassen ganz erheblich ab. Dieselbe fiel bei Reihe I (sehr unreif) von 10,26 ‰ auf 9,71 ‰ nach 10 Tagen, auf 8,27 ‰ nach 28 Tagen; bei Reihe II (etwas reifere Früchte) von 9,41 ‰ auf 8,17 ‰ in 17 Tagen und bei Reihe III (noch reifere Früchte) von 8,50 ‰ auf 8,4 ‰ nach 14 Tagen. Auch hier ist die Säureabnahme infolge des Schwitzenlassens um so stärker, je unreifer die Früchte sind.

6. Auch der Extraktgehalt weist in allen Fällen infolge des Schwitzenlassens der Früchte eine ziemlich bedeutende Zunahme auf und zwar wiederum um so mehr, je unreifer die Früchte zum Schwitzenlassen verwendet werden. So wurde bei Reihe I (noch sehr unreif) eine Zunahme von 12,87 g auf 14,18 g in 28 Tagen, bei Reihe II von 14,89 g auf 14,68 g und bei Reihe III von 16,24 g auf 16,92 g in 100 ccm Most gefunden.

Nach den vorstehenden Versuchen muss das Schwitzenlassen der Äpfel für die Obstweinbereitung als „vorteilhaft" bezeichnet werden. Der Extrakt- und Zuckergehalt der Apfel wird durch das Schwitzenlassen ziemlich bedeutend und in verhältnismässig kurzer Zeit erhöht, der Säuregehalt indessen nicht unerheblich verringert, und zwar treten in allen Fällen diese Erscheinungen um so intensiver auf, in je unreiferem Zustande die Äpfel dem Schwitzenlassen unterworfen werden.

II. Schwitzversuche verschiedener Äpfelsorten unter gewöhnlichen Bedingungen.

Die Versuche wurden durchgeführt im Keller des Kgl. pomologischen Instituts zu Proskau bei noch unreifen Früchten von Florianer Pepping, Grosser Bohnapfel, Rheinischer Krummstiel und Langer grüner Gulderling.

Es zeigte sich auch bei diesen Versuchen infolge des Schwitzenlassens eine ganz erhebliche Zunahme im spezifischen Gewicht, in den Öchsle-Graden, im Gesamtzucker-, Rohrzucker- und Extraktgehalt des Mostes bei allen denjenigen Sorten von Äpfeln, die vor dem Versuche viel Stärke enthielten und auch sonst als die unreifsten sich erwiesen.

Ziehen wir das Gesamtresultat aus allen Versuchen, so ergibt sich, dass das Schwitzenlassen der Äpfel als „vorteilhaft" für die Obstweinbereitung zu gelten hat bei unreifen und besonders noch viel Stärke enthaltenden Äpfeln, unter der Voraussetzung, dass das Schwitzenlassen nicht zu lange (über 3—4 Wochen hinaus) ausgedehnt wird.

Dass ein zu langes Schwitzenlassen (z. B. 7 Wochen) nachteilig auf die für die Obstweinbereitung in Betracht kommenden Fruchtbestandteile einwirkt, zeigte ein Versuch mit der Grossen Kasseler Reinette, wo die Früchte unter einer Glasglocke 7 Wochen lang schwitzten. Hierbei ging der Zuckergehalt, der nach 28tägigem Schwitzenlassen von 9,98 % auf 11,51 % gestiegen war, auf 10,40 % zurück. Auch in dem Extraktgehalte und den anderen Bestandteilen wurden entsprechende Abnahmen der wichtigsten für die Obstweinbereitung in Betracht kommenden Bestandteile beobachtet. Diese Abnahmen im Extrakt-, Zucker- etc. Gehalt beim zu langen Schwitzenlassen beruhen sicherlich auf Zersetzungsvorgänge im Innern der Früchte.

16. Otto, R. Über das Schwitzenlassen der Apfel. (Proskauer Obstbau-Zeitung, 1902. S. 156—159.)

S. vorstehendes Ref. No. 15.

Digitized by Google

17. **Zaleski, W.** Beiträge zur Verwandlung des Eiweissphosphors in den Pflanzen. (Vorläufige Mitteilung.) (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 426—438.)

Die Versuche des Verfs. zeigen, dass in den jungen, energisch wachsenden Teilen der Keimpflanzen sehr energische Abspaltung der Phosphorsäure von Eiweissstoffen stattfindet. Durch Einführung von Zucker in die Pflanzenspitzen wird die Zersetzung der phosphorhaltigen Eiweissstoffe vermindert, da der Zucker die Wachstumsintensität schwächt. Die Grösse der Eiweissphosphor-Spaltung ist je nach seinem anfänglichen Gehalt verschieden, und je reicher die Pflanzen an Eiweissphosphor sind, desto mehr zerspalten sich diese Eiweissstoffe während des Wachstums. Es ist auch möglich, dass diese Erscheinung in Zusammenhang mit der Intensität des Wachstums steht.

In jedem Falle ist es verkehrt, von Zerspaltung der Nucleoproteïde zu reden, da wir nicht wissen, welche phosphorhaltigen Eiweissstoffe in den Versuchen des Verfs. dem Zerfallen ausgesetzt waren. Es ist daher die nächste Aufgabe des Verfs., die phosphorhaltigen Eiweissstoffe von einander abzutrennen und das weitere Schicksal ihres Phosphors, Schwefels und Stickstoffes in den Pflanzen zu verfolgen.

Eine vollständige Eiweissphosphor-Abspaltung, die Iwanoff in seinen Versuchen beobachtet hat, erklärt sich nach der Meinung des Verfs. durch eine zu lange fortgesetzte Kultur der Keimpflanzen im Wasser bei Lichtabschluss, durch welche einige Teile der Keimpflanzen abstarben und die phosphorhaltigen Eiweissstoffe sich nur in den noch wachsenden Teilen erhielten.

IV. Zusammensetzung.

18. **Gawalowski, A.** Über das sogenannte Nikotianin (Tabakkampfer). (Zeitschr. österr. Apotheker-Ver., 1902, 40, S. 1002.)

Nach den noch nicht abgeschlossenen Untersuchungen des Verfs. ist das sog. Nikotianin ein höchst kompliziertes variables Gemenge von apfelsaurem, kampfersaurem, oxykampfersaurem nnd pyridinkarbonsaurem Nikotin. Durch die ersteren drei Nikotinsalze wird nicht nur das variierende Aroma verschiedener Tabaksorten bestimmt, sondern auch die Stärke der sog. nikotinarmen Sorten, während durch letzteres Salz die Giftigkeit des Tabakrauches erhöht wird.

19. **Kissling, G.** Beiträge zur Chemie des Tabaks. Der Gehalt des Tabakblattes in seinen verschiedenen Entwickelungsstadien an Nikotin, Wachs, Harzen und nichtflüchtigen organischen Säuren. (Chemiker-Ztg., 1902, 26, S. 672 u. 678.)

In Fortsetzung seiner Arbeiten beschäftigte sich Verf. mit der Vereinfachung der Bestimmung der nichtflüchtigen organischen Säuren. 10 g Tabak werden mit 10 g verd. Schwefelsäure (2 + 8) gemischt und das noch pulverförmige Gemisch mit Äther ausgezogen. Nach 20stündiger Extraktion sind 98 % der organischen Säuren in den Äther übergegangen, welche nach dem früheren Verfahren getrennt werden. — Verf. untersuchte 1. zum Auspflanzen bestimmte Pflänzlinge, 2. Pflanzen nach der Entwickelung des vierten Blattes, 3. Pflanzen vor dem Gipfeln und Geizen, 4. Pflanzen kurz nach dem Gipfeln und Geizen, 5. den erntereifen Tabak, 6. den getrockneten, dachreifen Tabak, und 7. den fertig fermentierten Tabak. Die nachstehenden Zahlen dieser Untersuchungen bedeuten Prozente der Trockensubstanz.

Digitized by Google

		1	2	3	4	5	6	7
Wachs		0,41	0,33	0,44	0,38	0,27	0,25	0,30
Nikotin		0.15	0,21	0,36	0,45	—	0,54	0,60
Harz, löslich in	Petroläther	1,90	1,89	1,99	1,92	2,78	2,40	2,01
	Äther	0,71	1,00	0,71	0,51	0,91	0,68	0,75
	Alkohol	2,35	2,35	2,54	1,13	4,26	2,67	3,21
Citronensäure (wasserfrei)		3,41	5,30	5,75	5,79	—	5,90	4.73
Äpfelsäure	„	4,98	6,34	6,08	6,21	—	5,17	5,36
Oxalsäure	„	1,51	1,89	1,93	1,95	—	1,98	2,18

20. **Schlagdenhauffen** und **Reeb.** Über die Gegenwart von Lecithin in den Pflanzen. (Compt. rend., 1902, 135, p. 205—208.)

Nach allgemeinen Mitteilungen über das pflanzliche Lecithin geben die Verff. die von Stellwaag und von Schulze und Steiger ermittelten Zahlen an und lassen dann die bei ihren Untersuchungen ermittelten Zahlen folgen. Der Lecithingehalt wurde ermittelt durch Ausziehen der Pflanzenteile mit Petroläther, Veraschen des mit Soda und Salpeter gemischten Extraktes, Ausziehen der Asche mit Wasser und Bestimmung der in Lösung befindlichen Phosphorsäure, die sie als „organische" bezeichnen. Die nachstehende Tabelle enthält die gefundenen Zahlen in Prozenten der Trockensubstanz:

		Roggen	Weizen	Gerste	Hafer	Erbsen	Bohnen	Buchweizen
Asche		2,16	2,22	2,42	3,29	2,78	3,18	2,97
Phosphorsäure	Gesamt	1,080	1,040	0,980	0,840	0,821	0,889	1,718
	Organisch	0,291	0,188	0,373	0,160	0,240	0,187	0,070

Nach der Annahme der Verff. gibt es besondere Lecithine, welche an Stelle von Cholin und Neurin Kalk und Mangan enthalten.

21. **Seelhorst, C. v., Behn, H.** und **Wilms, J.** Weiterer Beitrag zu der Frage: Ist die Pflanzenanalyse imstande, die Düngerbedürftigkeit des Bodens festzustellen? (Journal für Landwirtschaft, 1902, S. 803—822.)

Verf. war bei früheren Versuchen über die Ermittelung der Düngerbedürftigkeit des Bodens zu folgendem Resultat gekommen.

„Die Pflanzenanalyse ist unter der Voraussetzung gleichartiger Kulturbedingungen, Wärme, Feuchtigkeit und gleicher Erntezeit wohl brauchbar zur Beurteilung der Düngerbedürftigkeit eines Bodens. Denn fast stets stimmt das Ergebnis des Düngungsversuches mit dem der Pflanzenanalyse."

Solche gleichartigen Kulturbedingungen sind aber nur bei Topfvegetationsversuchen zu erreichen. „Im Felde liegen die Verhältnisse anders. Hier wird gerade zur Zeit der stärksten Nährstoffaufnahme das Wasser bald in grossen, bald in geringen Mengen zur Disposition stehen und die Folge davon sind Abweichungen in der Nährstoffaufnahme und voraussichtlich in der Zusammensetzung der Pflanzentrockensubstanz. Die bei den Topfversuchen gewonnenen Zahlen können ferner nur Anhaltspunkte sein, weil bei dem Einzelstande der Pflanzen und infolge der starken Erwärmung der Erde bei gleichzeitiger genügender Feuchtigkeit die Vegetationserscheinungen so günstig sind, wie dies kaum je auf dem Felde sein kann.

Aus diesen Erwägungen ergibt sich, dass im Felde in der von Liebscher angegebenen Vegetationszeit abgeschnittene Haferpflanzen wahrscheinlich Abweichungen von der nach den Topfversuchen aufgestellten Regel in der Zusammensetzung der Trockensubstanz zeigen würden."

Auf Grund zahlreicher analytischer Untersuchungen, auf die hier nicht

Digitized by Google

näher eingegangen werden kann, kommen dann die Verff. zu folgenden Resultaten:

„Schon aus diesem wenig umfangreichen Zahlenmaterial geht deutlich hervor, in wie einschneidender Weise die Witterung und zwar die Witterung der einzelnen Monate den N-Gehalt der Ernte beeinflussen kann. Da aber die Höhe des N-Gehaltes der wichtigste Faktor der Zusammensetzung der Erntetrockensubstanz ist und ferner weil das Verhältnis von N zu den Aschen für die Beurteilung des Bodenreichtums an den einzelnen Nährstoffen, soweit diese überhaupt möglich ist, von grösster Bedeutung ist, so erhellt, dass für die Verhältnisse der Praxis die Bestimmung der Düngerbedürftigkeit aus der Pflanzentrockensubstanz unbrauchbar ist."

22. **Otto, R.** Die chemische Zusammensetzung des einjährigen Holzes der Obstbäume nach den vier verschiedenen Himmelsgegenden. (Proskauer Obstbau-Zeitung, 1902, S. 87 u. 88.)

Die angestellten Untersuchungen ergaben, dass zwar wesentliche Unterschiede in der chemischen Zusammensetzung des einjährigen Holzes der Obstbäume (Apfel, Birne, Kirsche) vorhanden sind, doch ist diese Verschiedenheit keine nach bestimmten Gesetzen wechselnde.

28. **Ystgaard, A.** Bidrag til Kjendskabet ond oore Borsosters Sammensætning. (Tidsskrift for del norske Landbrug, 9. Aarg. 1902, Christiania, p. 125 bis 145, 8 °.)

Enthält chemische Analysen von norwegischem Beerenobst und wildwachsenden Beeren, aus denen hervorgeht, dass die landläufige Ansicht, dass der Zuckergehalt mit zunehmender Breite abnimmt, nicht stichhaltig ist.

Porsild.

V. Atmung.

24. **Doroféjew, N.** Beitrag zur Kenntnis der Atmung verletzter Blätter. (Vorläufige Mitteilung.) (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 396—402.)

Verf. fand:

1. Der Gehalt der Blätter an Kohlenhydraten übt einen grossen Einfluss auf die Grösse der durch traumatische Eingriffe hervorgerufenen Atmungssteigerung (CO_2-Produktion) aus. Ist derselbe gross, so ist die Steigerung keine bedeutende. Sie ist im Gegenteil sehr erheblich, wenn die Blätter einen geringen Gehalt an Kohlenhydraten aufweisen.
2. Dieser Einfluss lässt sich bei den grünen, wie den etiolierten Blättern konstatieren.

VI. Farbstoffe.

25. **Artari, A.** Über die Bildung des Chlorophylls durch grüne Algen. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 201—207.)

Die Versuche des Verfs. zeigen deutlich die Abhängigkeit der Chlorophyllbildung von dem Nährsubstrate. Die Chlorophyllquantität (grössere oder geringere Farbenintensität) ist von diesem Faktor auch abhängig.

Trotz der geringen Zahl der Algen, die jetzt in Bezug auf ihr Chlorophyllbildungsvermögen etwas bekannt sind, äusserte sich schon die Differenz verschiedener Algen in dieser Beziehung. So erscheint *Stichococcus bacillaris* im Dunkeln bei N-Quelle in Form von Pepton, Asparagin und Ammoniumnitrat grün und in Kalisalpeter blass oder farblos. Die Lichtkulturen sind

Digitized by Google

unter sehr verschiedenen Nährbedingungen, sogar in 8,5- und 10prozentiger Zuckerlösung grün. *Chlorococcum infusionum* (aus *Xanthoria parietina*) ist bei sehr verschiedenen Nährbedingungen wie am Lichte so im Dunkeln grün. Nach Beijerinck entfärbt sich *Scenedesmus acutus* am Lichte in Gegenwart von Maltose (12 %). Ebenso verliert *Scenedesmus caudatus* seine Farbe in 3 bis 5 % Glykoselösung. Nach Krüger entfärbten sich *Chlorothecium protothecoides* am Lichte in Kultur von einigen Nährlösungen und auf Bierwürzegelatine.

Die Tatsache des Chlorophyllverschwindens am Lichte bei reicher organischer Ernährung und im Dunkeln bei schlechteren Nährbedingungen (Kalisalpeter) weist, zum mindesten in Bezug auf einige grüne Algen, auf den Unterschied in den Nährlösungen der Chlorophyllbildung bei Licht und im Dunkeln hin. Jedenfalls spielen die Nährbedingungen für diesen Prozess eine hervorragende Rolle, wie sich nicht nur aus der Zusammenstellung der angeführten Versuchsresultate ergibt, sondern auch aus der Tatsache des Chlorophyllverlustes von vielen algenähnlichen Pilzen und chlorophyllosen Blütenpflanzen. Dieser Verlust entstand augenscheinlich unter dem Einflusse der veränderten Nähr- und nicht der Lichtbedingungen.

Verf. hat auch Versuche in betreff der Frage über den Einfluss der Temperatur auf die Chlorophyllbildung bei Algen begonnen und findet hier nach den erhaltenen ersten Resultaten eine Abweichung von den Tatsachen statt, welche bei Untersuchung der höheren Pflanzen erzielt wurden.

Nach Verf. ist es jetzt augenscheinlich, dass der Einfluss verschiedener Bedingungen auf die Chlorophyllbildung nicht so allgemein ist, wie es angenommen wurde, und für viele Pflanzen verschieden ist.

26. **Palladin, W.** Einfluss der Konzentration der Lösungen auf die Chlorophyllbildung in etiolierten Blättern. (Ber. d. deutsch. bot. Ges., 1902, XX, S. 224—228.)

Verf. folgert aus seinen Versuchen, dass die Schnelligkeit der Chlorophyllbildung in etiolierten Blättern auf Saccharoselösungen von verschiedenen Konzentrationen durch eine Kurve ausgedrückt werden kann, die ein Optimum und ein Maximum hat. Wenn auch auf starken Lösungen sich kein Chlorophyll bildet, so folgt daraus noch nicht, dass starke Lösungen nicht als Material zur Chlorophyllbildung dienen können. Der Einfluss starker Lösungen ist nur ein indirekter. Sie schwächen die Oxydationsprozesse ab, und nicht nur, dass sie hierdurch den Prozess der Chlorophyllbildung als einen Oxydationsprozess verlangsamen, können sie ihn sogar vollkommen unterdrücken.

27. **Molisch, H.** Über vorübergehende Rotfärbung der Chlorophyllkörner in Laubblättern. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 442—448.)

Abgesehen von den im Winter sich rot oder braun färbenden Chlorophyllkörnern im Laube verschiedener Koniferen hat man nach Verf. in grünen Laubblättern bisher Chromoplasten nicht aufgefunden und doch kommen sie hier in manchen Pflanzen (*Aloë* und *Selaginella*) unter bestimmten Bedingungen stets vor. Verf. hat seit mehreren Jahren bemerkt, dass die Laubblätter mehrerer Aloë-Arten, wenn sie im Frühlinge (Mai) aus dem Gewächshause ins Freie gestellt und dem direkten Sonnenlichte ausgesetzt wurden, ihre grüne Farbe oberseits einbüssen und anstatt dieser eine braune oder braunrote Farbe annehmen. Verf. stellte nun am 5. Mai 1902 26 Aloë-Arten aus dem Gewächshause ins Freie an einen Ort, wo sie den grössten Teil des Tages dem direkten Sonnenlichte exponiert waren. Nach 16 Tagen war die Verfärbung bei zahlreichen Arten (18) bemerkbar, indem dieselben an der Ober-

Digitized by Google

seite der Blätter stark oder tief rotbraun geworden waren, bei den anderen Species war dies im minderen oder fast kaum merkbaren Grade der Fall. Bei den im Finstern unter Zinnstürzen, aber sonst unter gleichen Bedingungen stehenden Kontrollexemplaren konnte Verf. keine Braunfärbung bemerken. Bei der mikroskopischen Untersuchung von Querschnitten durch braunrot gewordene Blätter überzeugt man sich leicht, dass die Färbung nicht etwa, wie dies bei Laubblättern so häufig der Fall ist, auf der Ausbildung von Anthokyan beruht, sondern durch die Rotfärbung der Chlorophyllkörner hervorgerufen wird. Die Rotfärbung der Blätter wird nach Verf. unzweifelhaft durch die intensive Beleuchtung hervorgerufen. Die grünen Blätter von dunkel gehaltenen Pflanzen behalten ihre Färbung.

Die Chlorophyllkörner können sich demnach in den Laubblättern von *Aloë* infolge intensiver Beleuchtung rot färben, sie färben sich bei darauf folgender Verfinsterung wieder normal grün, bei neuer starker Beleuchtung abermals rot, um bei lang andauerndem, direktem Sonnenlichte meistens von selbst eine grüne Färbung anzunehmen.

Verf. konnte ferner bei 7 *Selaginella*-Arten rotbraune oder rote Chromoplasten regelmässig beobachten. Ganz besonders schön fand er die Rotfärbung bei *Selaginella Pervilli* und *S. Wallichii* ausgebildet. Und zwar wird die Rotfärbung durch ein (rotes) Carotin bedingt. Sie wird bei den *Selaginella*-Blättern wie bei Aloë durch intensives Licht hervorgerufen.

Bei manchen *Selaginella*-Arten findet man stellenweise Triebe, welche infolge von Carotin stark und fast rein rot sind und bei genauer Untersuchung zeigt sich, dass die Grenze zwischen dem roten und dem grünen Teil des Sprosses eine Wund- oder Knickungsstelle ist und dass die Rotfärbung erst über der Wundstelle einsetzt *(Selaginella Pervilli)*.

28. **Kohl, F. G.** Untersuchungen über das Carotin und seine physiologische Bedeutung in der Pflanze. Mit 3 Tafeln u. 2 Textabbildungen. Berlin, 1902, Gebr. Borntträger. Preis geh. 24 Mk.

In der Einleitung behandelt Verf. Umgrenzung des Begriffs Carotin. Eucarotine und Carotinine. Übersicht über die Carotine. In dem Kapitel II „Physiologische und biologische Bedeutung des Carotins" wird besprochen: Assimilatorische Leistung. Lichtschutz. Wärmeabsorption. Carotin als Reservestoff. Anlockungsmittel. Augenfleck. Gegen Austrocknung und Schneckenfrass ist Carotin kein Schutzmittel. Dann folgen: III. Chemische und physikalische Eigenschaften des Carotins. IV. Methoden zum Nachweis des Carotins. V. Methoden zur Darstellung des Carotins. VI. Pflanzen, in welchen Carotin nachgewiesen ist. (Pilze, Algen, Flechten, Moose, Farne. Phanerogamen: Grüne, herbstlich gelbe, etiolierte, goldgelbe und gelbgefleckte Blätter, Blüten, Früchte, Samen, sonstige Organe.) VII. Beziehungen zwischen Chlorophyll, Etiolin und Carotin. VIII. Herbstliche Färbung des Blattes. IX. Assimilatorische Funktion des Carotins. (Sauerstoffausscheidung aus den Chloroplasten goldgelber und etiolierter Blätter im Licht.) X. Die Farbstoffe goldgelber Blätter. XI. Quantitative Carotinbestimmung. XII. Zum Problem der Reindarstellung des Chlorophylls (Kritik der bisherigen Verfahren zur Reindarstellung des Chlorophylls). XIII. Nomenklatorisches. XIV. Citierte und benutzte Literatur. Erklärung der Abbildungen.

Digitized by Google

VII. Allgemeines.

29. **Appel, O.** Untersuchungen über das Einmieten der Kartoffeln. (Arbeiten a. d. biologischen Abteilung für Land- und Forstwirtschaft a. Kaiserl. Gesundheitsamte, 1902, Bd. II, S. 373—486.)

30. **Tollens, B.** Die Aschenbestandteile der Pflanzen, ihre Bestimmung und ihre Bedeutung für die Agriculturchemie und die Landwirtschaft. (Journal b. Landw., 1902, Bd. 50, S. 281—276 und 375—376.)

31. **Seckt, H.** Über den Einfluss der X-Strahlen auf den pflanzlichen Organismus. (Ber. D. B. G., 1902, Bd. 20, S. 87—98.)

Bei den Versuchen des Verfs. trat in den Haaren von *Curcubita Pepo* u. a. nach $^1/_4$ bis $^3/_4$stündigem Exponieren eine Beschleunigung der Plasmaströmung unter der Einwirkung der X-Strahlen ein. Dieselben wirken auch auf die Dauer der Strömungserscheinungen fördernd ein, indem sich oft noch nach 2 bis 3 Stunden keine Abnahme der Bewegung nachweisen liess. In anderen Fällen konnte Verf. allerdings bemerken, dass die Zellen schon nach etwa $1^1/_2$ stündiger Exponierung Absterbeerscheinungen aufwiesen, wie beginnende Plasmolyse und unter Umständen auch Deformierung der ganzen Zelle, die Verf. ebenso wie gleiche Erscheinungen an *Spirogyra* auf die Wirkung irgend welcher anderer elektrischer Strahlen vermutungsweise zurückführt.

Unter der Einwirkung der X-Strahlen legen sich ferner bei *Mimosa pudica* die Blättchen zusammen. Eine ähnliche Reaktion zeigt *Oxalis corniculata*. Auch in den Schliesszellen der Blätter von *Tradescantia Selloi* scheint unter gleichen Bedingungen eine Abnahme des Turgors zu erfolgen, indem Verf. die Spalten nach längerer Exponierung bei vollständiger Helligkeit fast durchweg geschlossen fand. „Es ist wahrscheinlich, dass Zellen oder Gewebe, die auch unter normalen Verhältnissen leicht auf Tugorschwankungen reagieren, wie im letzten Falle die Schliesszellen einer Spaltöffnung, oder wie die Gelenkpolster bei *Mimosa* u. *Oxalis*, unter dem Einflusse der X-Strahlen eine erhebliche Abnahme des Zelldruckes erfahren, die wohl in einer eigenartigen Einwirkung auf das Protoplasma der Zellen ihre Ursache findet."

32. **Goethe, R.** Bericht der Königl. Lehranstalt für Wein-, Obst- und Gartenbau zu Geisenheim a. Rh. für das Etatsjahr 1900/1901. Wiesbaden, 1901, 150 S.

Aus dem Bericht sei folgendes hervorgehoben: „Weitere Beobachtungen über das Wurzelwachstum der Obstbäume (S. 24—29). Eine auffallende und noch nicht zur Genüge erklärte Erscheinung bleibt nach Verf. die Entstehung zahlreicher feiner Würzelchen dicht unter dem Wurzelhalse, wie solche an sämtlichen bisher ausgegrabenen Bäumen beobachtet wurden. Sie erinnern einigermassen an das Erscheinen von Wasserschossen an den ältesten Astteilen zurückgehender Bäume, die von oben her dürr zu werden anfangen; es kann aber auch sein, dass durch das an den Ästen und Stämmen herunterlaufende Regenwasser der Boden an dieser Stelle jeweilig reichlicher angefeuchtet wird und dass dadurch die Entstehung zahlreicher junger Würzelchen begünstigt wird. Letztere Anschauung hat viel für sich, da an den Wurzeln über der kalkhaltigen Untergrundsschicht die Faserwurzeln sämtlich verschwunden sind.

S. 66. „Das Vorhandensein von Farbstoff in den Rebenkernen." Bei Aussaaten von Obstsamen wurde schon vor einer Reihe von Jahren die Beobachtung gemacht, dass manche dieser Samen, wenn man sie im feucht-

Digitized by Google

warmen Raum auf Fliesspapier vorkeimen lässt, Farbstoffe verschiedener Art, braun, orange, gelb in verschiedener Menge ausscheiden. Bei Aussaaten von Rebenkernen wurde diese Erscheinung 1899 zum ersten Male, dann 1900 und nun im Februar 1901 beobachtet, indessen ist es nicht möglich eine gewisse Gesetzmässigkeit zu erkennen.

Düngungsversuche bei Topfpflanzen. 1. Komprimierte Düngemittel in Metallhülsen von G. Truffant u. Co. in Versailles (Frankreich). Die in Form von kleinen Pastillen in runden Blechschachteln von je 20,50 und 100 Stück Inhalt in den Handel gebrachten Dünger wurden genau nach beigegebener Vorschrift bei *Abutilon*, *Aralia*, *Coleus*, Fuchsia, Pelargonien, Heliotrop, u. Dracaenen zum zweiten Male zur Anwendung gebracht. Auch dieses Mal konnte ein besonderer Erfolg zwischen den gedüngten und den zur Kontrolle dienenden nicht gedüngten Pflanzen, ein merklicher Unterschied im Wachstum nicht beobachtet werden. Bei *Aralia Sieboldi* stellte sich sogar eine krankhafte Erscheinung ein, indem die Blätter eine starke gelbgrüne Färbung annahmen. 2. Anwendung der Sachsschen Nährlösung. Der Zweck der Düngungsversuche war vornehmlich der zu prüfen, in welchem Verhältnis diese Nährlösung bei der Düngung der Pflanzen den günstigsten Einfluss auf das Wachstum derselben ausübt. Als Düngungspflanzen dienten Fuchsien. Die Konzentration der Nährlösung war 2, 8, 4, 5 u. 6 : 1000 neben einer Kontrollgruppe, die mit reinem Wasser gegossen wurde. Der Versuch ergab 1. dass wenn keine anderen Einflüsse auf das Wachstum der Pflanzen eingewirkt haben, die Nährlosung 4 : 1000 den Pflanzen am meisten zugesagt hat; 2. dass die Erfolge bei schwächerer wie auch bei stärkerer Nährlösung geringer waren.

Weitere Düngungsversuche wurden ausgeführt mit 3. Universal-Gartendünger von der Firma H. u. E. Albert in Biebrich a. Rh. 4. Lützeler Fleckguano von J. Maehemer in Sprendlingen. 5 Fäkalextrakt aus der Bayerischen Guanofabrik in Augsburg. Näheres über die Resultate s. d. Originalbericht.

88. **Goethe, R.** Bericht der Königl. Lehranstalt für Wein-, Obst- und Gartenbau zu Geisenheim a. R. für das Etatsjahr 1901. Wiesbaden 1902, 179 S.

Aus dem Bericht sei folgendes hervorgehoben: Untersuchungen über die Reife des einjährigen Holzes der Reben (vorläufige Mitteilung) v. R. Zeissig. (Die Arbeit ist anatomischer Natur.)

Düngungsversuche: Universal-Gartendünger von der Firma H. u. E. Albert in Biebrich a. Rh. Marke AG (20% Kali, 18% Stickstoff und und 10% Phosphorsäure). Zweck der Versuche war vornehmlich der, zu prüfen, in welchem Verhältnis diese Nährlösung bei der Düngung von Topfpflanzen den günstigsten Einfluss auf das Wachstum derselben ausübt. Alle Versuchspflanzen (Fuchsien) waren zu gleicher Zeit in gleich grosse Töpfe und in eine gleichmässig gemischte Erde gepflanzt. Die einzelnen Düngungen hatten die Konzentrationen 1, 2, 3, 4, 5 u. 6 : 1000. Reihe 7 (Kontrollpflanzen) wurden nur mit reinem Wasser gegossen. Während der 10 wöchentlichen Versuchsdauer wurden die Pflanzen mit den betr. Nährlösungen täglich gegossen. Die Beobachtungen über diesen Düngungsversuch haben gleich wie im Vorjahre bei der Sachsschen Nährlösung (s. Ref. 32) für die Praxis ergeben, dass wenn keine anderen Einflüsse auf das Wachstum der Pflanzen eingewirkt haben, die Nährlösung 4 : 1000 den Pflanzen am meisten zugesagt hat, indem eine dunkelgrüne

Digitized by Google

Blattfärbung, üppige Blattentwickelung bei reichem Blütenflor die Pflanzen dieser Versuchsreihe auszeichneten.

84. **Reinke, J.** Über einige kleinere, im botanischen Institut zu Kiel ausgeführte pflanzenphysiologische Arbeiten, (Ber. D. B. G. Generalversammlungsheft I, 1902, Bd. 20, S. 97—100.)

Der Vortragende sprach zunächst über eine auf seine Anregung von M. Scheel ausgeführte Untersuchung „über nicht transpirationsfähige Gewächse". Sodann über eine gleichfalls von M. Scheel ausgeführte, leider fragmentarisch gebliebene Untersuchung „über das Vorkommen und Verhalten von Oxydasen in Zuckerrüben und Erbsenkeimlingen". Eine dritte Mitteilung bezog sich auf „die Festigkeit der Blätter von *Lomatophyllum borbonicum* Wild.

Die Ergebnisse der einzelnen Arbeiten müssen aus der Originalabhandlung ersehen werden.

XI. Morphologie der Zelle.

Referent: Ernst Küster.

Die Referate sind nach folgender Disposition angeordnet:

1. Cytoplasma. (1—7.)
2. Kern, Nucleolus, Centrosoma, Kernteilung, Kernverschmelzung, Befruchtung. (8—84.)
   a) Der ruhende Kern, Nucleolus usw. (8—15.)
   b) Kernteilung. (16—29.)
   c) Kernverschmelzung, Befruchtung. (30—34.)
3. Inhaltskörper der Zelle, Chromatophoren, Stärkekörner, Kristalle, Vakuole usf. (35—53.)
4. Membran. (54—60.)

Autorenregister:

Bethe 16.
Blazek 28.
Boodle 54.
Boveri 30.
Cannon 34.
Cavara 10.
Chmielewsky 48.
Coker 26.
Dangeard 11.
Ernst 18.

Digitized by Google

Feinberg 15.
Fischer 86.
Gallardo 17.
Gardiner 4.
Gasparis 51.
Gerassimow 14.
Guignard 88.

Häcker 81, 82.
Harper 18.
Henckel 45.
Hill 4, 58.
Husek 52.

Ichimura 58.
Iwanoff 60.

Kienitz Gerloff 1.
Kohl 2, 46.
Kraemer 87.

Leiblinger 8.
Lewis 28.
Lütkemüller 57.

Malte 50.
Marchlewski 49.
Matruchot 8.
Meyer, A. b, 55.
Miyake 40.
Molisch 49a.
Molliard 8.
Murbeck 25.

Nemec 24.
Noll 7.

Osterhout 20.
Overton 27.

Percival 42.
Petit 38, 89.
Prowazek 29.

Schrammen 21.
Schulze, H. 56.
Shibata 43.
Sperlich 85.
Strasburger 19, 59.

Tieghem, van 41.
Timberlake 44.
Torrey 9.

v. Wasielewski 22.
Whitten 47.

Zacharias 6, 12.

I. Cytoplasma.

1. **Kienitz-Gerloff, J.** Neue Studien über Plasmodesmen. (Ber. d. D Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 98.)

Untersuchungen an Pilzen, Flechten, Moosen und Algen führen zu dem Resultat, dass auch bei den Kryptogamen die Plasmodesmen ausserordentlich weit verbreitet sind. Eine Ausnahme scheinen nur die Fadenalgen zu machen. Es folgt eine ausführliche Erörterung über die Funktion der Plasmodesmen.

2. **Kohl, F. G.** Beiträge zur Kenntnis der Plasmaverbindungen in den Pflanzen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 348.)

Besonders wichtig scheint die Angabe, dass Plasmodesmen sich bei einer Alge *Chaetopeltis* finden. Bei *Cladophora* scheinen anfangs Plasmodesmen vorhanden zu sein, die später wieder verschwinden.

Folgen Mitteilungen über die Plasmodesmen bei Moosen, Farnprothallien und Schliesszellen.

8. **Leiblinger, G.** Zur Berichtigung in Sachen der Plasmodesmenfrage (Czernowitz, 1903.)

Die Arbeit ist vorwiegend kritischen Inhalts und verteidigt die Priorität Tangl's, betreffend die Entdeckung der Plasmodesmen.

4. **Gardiner, W.** und **Hill, A. W.** The histology of the Endosperm during germination in Tamus communis and Galium tricorne. (Proc. Cambridge Philos. Soc., vol. XI, p. 445.)

Die Beziehungen zwischen der enzymatischen Lösung des Endosperms und den Plasmodesmen sind noch nicht hinreichend aufgeklärt. Offenbar erfolgt die Lösung der Reservecellulose-Membranen unabhängig von den Plasmodesmen.

Bei *Tamus communis* erfolgt die Lösung centrifugal (bezogen auf den Embryo) — bei *Galium tricorne* centripetal.

Digitized by Google

5. **Meyer, A.** Die Plasmaverbindungen und die Fusionen der Pilze der Florideenreihe. (Botan. Zeitg., Abt. I, 1902, p. 139.)

Alle Zellen eines Pilzindividuums sind durch Plasmodesmen (ein Terminus, den Verf. übrigens ablehnt) mit einander verbunden. Organismen dieser Art bezeichnet Verf. als „Selbstlinge".

Fusionen sind fast bei allen Pilzgruppen bisher nachgewiesen, strittig sind sie nur noch für die Ustilagineen.

Auf die Einzelheiten der Arbeit, auf den systematischen Teil der Mitteilungen usw. kann hier nicht eingegangen werden.

6. **Zacharias, E.** Über Kinoplasma. Vortrag 73. Vers. D. Naturfr. u. Ärzte. (Ber. in Naturwiss. Rundschau, 1901, Bd. XVI, p. 688.)

Dem Bericht der „Naturwiss. Rundschau" entnehmen wir folgendes:

„Werden Antheren von *Larix* in Zuckerlösung von geeigneter Konzentration geöffnet, so erscheint in dem Raume zwischen der Membran und dem durch Plasmolyse kontrahierten Protoplasten eine Flüssigkeit, die sich anscheinend in nichts von der umgebenden Zuckerlösung unterscheidet. Bei der Einwirkung von Alkohol, Jod oder anderen Fällungsmitteln entstehen aber fein granulierte Fällungen in derselben, ähnlich denen, die man an fixierten, plasmatischen Objekten zu beobachten gewohnt ist. Diese Flüssigkeit entspricht dem Enchylema, welches Reinke und Rodewald aus dem Protoplasma von *Aethalium septicum* gewonnen haben; sie dürfte im lebenden Zustande der Zelle im Protoplasma zwischen den Fadenbildungen, aus denen dasselbe mitunter zu bestehen scheint, verteilt sein. Auch der Kernsaft scheint ein derartiges Enchylema zu sein."

An lebenden Objekten konnte Zacharias ausser den Chromosomen keine geformten Bestandteile im Kern nachweisen. Er bezweifelt, dass während der Teilung Protoplasma in den Kern eindringt; nur das Eindringen enchylemaähnlicher Stoffe liess sich beobachten.

7. **Noll, E.** Beobachtungen und Betrachtungen über embryonale Substanz. (Sitzungsber. d. Niederrhein. Ges. f. Natur- u. Heilk., 1902, p. 92.)

An verschiedenen Siphoneen liess sich zeigen, dass die embryonale Plasmamasse an der Vegetationsspitze sich in steter Bewegung befindet gleichzeitig aber das Wachstum des Zellenschlauches normalen Fortgang nimmt.

Verf. formuliert seine Resultate und Schlüsse wie folgt.

Die Plasma-Ansammlung von embryonaler Beschaffenheit, die sich am Vegetationskegel findet, hat für die Wachstums- und Gestaltungsvorgänge keine wesentliche qualitative Bedeutung. Diese werden allein von der ruhenden Hautschicht beherrscht. Die wahre embryonale Substanz ist die Hautschicht im Zustande embryonaler, morphogener Tätigkeit.

Die unter der Hautschicht erfolgende starke Plasmaansammlung ist eine sekundäre, wohl im Interesse der Materiallieferung bedingte Erscheinung. Sie ist zu vergleichen den traumatischen Plasma- und Zellkernansammlungen in der Nähe von verheilenden Wunden. „Der Vegetationspunkt ist, von morphästhetischem Gesichtspunkte betrachtet, eine Lücke in der Ausgestaltung des Individuums, wie die Scheitelzelle nach Sachs eine Lücke im inneren Zellnetz darstellt. Er stellt deshalb wie eine dem Pflanzenkörper beigebrachte Wunde eine Stelle dar, an der die Ergänzungstätigkeit der Pflanze, im natürlichen Entwickelungsgange, einsetzt."

Wie aus den Regenerationserscheinungen an Caulerpa-Blättern u. a. deutlich hervorgeht, übt die durch morphästhetische Reize in morphogene

Digitized by Google

Tätigkeit versetzte Hautschicht sekundäre Reize auf das umgebende Trophoplasma aus. Als Folge dieser Reize sind u. a. festzustellen:

a) eine stärkere oder schwächere Ansammlung von Plasma unter der morphogen tätigen Hautschicht.

b) Verminderung des Wassergehaltes dieses Plasmas, wodurch es spezifisch schwerer wird und leichtere Inhaltskörper, wie z. B. Chlorophyllkörner, ausstösst, wodurch eigenartige Entmischungen und Umlagerungen vor sich gehen . . .

c) Veränderte Ernährungsvorgänge; das vornehmlich die Ernährung vermittelnde somatische Plasma geht in Nahrung konsumierendes embryonales Plasma über, das sich und seine Organe, zumal Kerne, stark vermehrt.

Das durch die Reizung der morphogen tätigen Hautschicht in „embryonale" Beschaffenheit versetzte Plasma geht bei verschwindender morphogener Reizung und ihrer genannten Folgen allmählich in den somatischen Zustand über.

Eine Beziehung der Lage der Zellkerne zu den Arten der erblichen Gestaltung und des Wachstums lässt sich hier nicht feststellen. Soweit die Zellkerne die erbliche Gestaltung bedingen, geschieht es durch mittelbare Beeinflussung der Eigenschaften der Hautschicht.

II. Kern, Nucleolus, Centrosoma, Kernteilung, Kernverschmelzung, Befruchtung.

a) Der ruhende Kern, Nucleolus usw.

8. **Matruchot, L.** und **Molliard, M.** Modifications produites par le gel dans la structure des cellules végétales. (Rev. gén. de Bot., 1902, T. XIV, p. 401.)

Die cytologischen Veränderungen, die unter dem Einfluss der Kälte in Pflanzenzellen eintreten, lassen sich im wesentlichen auf Wasserabgabe zurückführen. Sowohl das Cytoplasma als auch der Kern scheiden Wasser ab: es bilden sich in ihnen Vakuolen, die ihren Inhalt auf osmotischem Wege oder in direktem Erguss an den centralen Zellsaftraum der Zelle abgeben. Strukturverhältnisse werden dabei im Cytoplasma nicht auffällig. Der Kern nimmt bei der rapiden Wasserabgabe deutlich an Volumen ab und erfährt dabei bestimmte Strukturveränderungen. Die Wasserausscheidung führt zu Strömungen innerhalb des Kernes in einer oder mehreren Richtungen und diese geben dem Kern eine eigenartige mono-, bi- oder multipolare Struktur: die „Pole" sind diejenigen Stellen, an welchen das Wasser besonders leicht austritt; sie sind daher besonders wasserreich und färben sich nur wenig. Die Lage der Pole lässt stets Beziehungen zu der des Zellsaftraumes erkennen; je dünner die Plasmaschicht, die den Kern von der Vakuole trennt, und je leichter der Durchtritt des Wassers ist, um so deutlicher markiert sich der Pol des Kernes.

Dieselben Veränderungen wie unter dem Einfluss niedriger Temperaturen beobachteten die Verff. nach Plasmolyse uud beim Welken.

9. **Torrey, J. C.** Cytological changes accompanying the secretion of diastase. (Bull. Torr. Bot. Club., vol. XXIX, 1902, p. 421.)

Digitized by Google

Im Scutellum nehmen während der Diastaseproduktion die Kerne an Grösse zu und degenerieren dann (nach Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 824.)

10. **Cavara, F.** Breve contribuzione alla conoscenza del nucleolo. (B. S. Bot. It., 1902, S. 108—112.)

In dem Embryosack von *Lilium candidum* und zwar an dem grossen, die kinetischen Teilungen einleitenden Zellkerne, beobachtete Verf., mittelst geeigneter Fixierungsmittel, dass das Kernkörperchen im Knäuel-Zustande an der Peripherie einen Nebenkörper besass, mit verschiedener Befestigungsweise, in Gestalt einer Papille oder eines Knöspchens, welcher zuweilen auch losgetrennt, sich daneben zeigte. Mit Hämatoxylin färbte sich dieser Nebenkörper - ein Nebennucleolus — nicht oder nur schwach, während das Kernkörperchen sich braunviolett tingierte.

Daraus leitet Verf. eine Trennung von zweierlei das Kernkörperchen zusammensetzenden Teilen ab.

Damit wäre eine frühere Ansicht des Verfs. (vergl. Bot. J., XXV, 498) bestätigt, dass in dem Kernkörperchen zweierlei verschiedene Stoffe gleichzeitig vorkommen: ein peripherer, der zur Bildung der Chromosomen, und ein innerer, der zur Entstehung der Spindel beansprucht werden dürfte.

Die Beobachtungen des Verfs. würden zugleich eine Erklärung zu Zimmermann's „Sichelstadium" abgeben. Solla.

11. **Dangeard, P. A.** Sur le caryophysème des Eugléniens. (C. R. Acad. Sc. Paris, 1902, vol. CXXXIV, p. 1865.)

In dem Zellkern von *Euglena deses* kommt eine parasitisch lebende Bakterie vor, *Caryococcus hypertrophicus*, durch welche der Kern stark zum Schwellen gebracht wird. Verf. nennt die Erscheinung Karyophysem.

12. **Zacharias, E.** Über die achromatischen Bestandteile des Zellkerns. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 298.)

Über die Verdaulichkeit der „Grundmasse" des Kerns, der Spindelfasern usw. Letztere sind, wie Verf. hervorhebt, nicht immer im lebenden Zustand erkennbar. Mitteilungen über den Aggregatzustand der Nukleolen, über Plastin- und Chromatinnukleolen, und die bereits im Referat No. 6 behandelten Funde (siehe dort!).

13. **Harper, R. N.** Binucleate cells in certain Hymenomycetes. (Bot. Gaz., 1902, Bd. XXXIII, p. 1.)

14. **Gerassimow, J. J.** Die Abhängigkeit der Grösse der Zelle von der Menge ihrer Kernmasse. (Zeitschr. f. allg. Phys., 1902, Bd. I, p. 220.)

Die Resultate seiner Untersuchungen fasst Verf. wie folgt zusammen:

Unter sonst gleichen Bedingungen ist die Grösse der Zelle eine Funktion der Menge ihrer Kernsubstanz.

Das Eintreten der Teilung des Kernes und der Zelle hängt sowohl von äusseren als auch von inneren Ursachen ab und wird, bei der Gleichheit der äusseren Bedingungen, wahrscheinlich durch den Moment bestimmt, in dem das Verhältnis der Masse des Protoplasmas und der Chlorophyllbänder zur Kernmasse eine gewisse Grenzgrösse erreicht hat.

Bei günstigen Bedingungen kann ein relativer Überschuss an Kernmasse ein gesteigertes Wachstum der Zelle hervorrufen. Jedoch ist beim Fehlen eines solchen relativen Überschusses der Bau der Zelle von bedeutenderer Grösse mit grösserem Inhalt an Kernmasse bei grösserer Dicke der Zelle, anscheinend im endgültigen Resultat für das Wachstum der Zelle weniger

Digitized by Google

vorteilhaft als der gewöhnliche, d. h. in der Natur vorkommende Bau mit einem gewöhnlichen Kern bei gewöhnlicher Dicke der Zelle, d. h. als der Bau mit gleichmässigerer Verteilung der Kernmasse in der Zelle.

Ein langdauernder erhöhter Einfluss des Kernes auf die Zelle ruft eine Vergrösserung der Zahl der Chlorophyllbänder hervor.

15. **Feinberg, L.** Über die Unterscheidung des Kernes der Pflanzenzellen von dem Kern der einzelligen tierischen Organismen. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 281.)

Handelt von einem vermeintlichen Unterschied zwischen den Kernen einzelliger und vielzelliger Organismen.

b) Kernteilung.

16. **Bethe, A.** Kritisches zur Zell- und Kernteilungstheorie. (Monatsschr. f. Anat. u. Physiol., 1902, Bd. XIX, p. 119.)

Um die Vorgänge der Karyokinese zu erklären, wird vielfach den Plasmastrahlungen eine ziehende oder stemmende Wirkung zugeschrieben. Verf. hält die hiermit rechnenden Theorien für schlecht gestützt: nur die dynamischen Theorien wären weiterer Ausbildung fähig.

17. **Gallardo, A.** Interpretacion dinamica de la division celular. (Buenos Aires, 1902.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 518.

18. **Ernst, A.** Chromosomenreduktion, Entwickelung des Embryosackes und Befruchtung bei *Paris quadrifolia* L. und *Trillium grandiflorum* Salisb. (Flora, Bd. 91, 1902, p. 1.)

Der „Zusammenfassung" am Schluss der Arbeit entnehmen wir folgendes.

Die Maximalzahl der Chromosomen in den Teilungsfiguren vegetativer Kerne (Nucellus, Integumente, Funiculus etc.) beträgt bei *Paris* 24, bei *Trillium* 12. Diese Maximalzahl kann bei vielen Kernteilungen von *Trillium* wahrgenommen werden. Die Tatsachen, dass

1. in den vegetativen Kernteilungen bei *Trillium* nächst der Maximalzahl die Achtzahl der Chromosomen am häufigsten ist,
2. innerhalb der Liliaceengattungen die Zweier- und die gemischte Boverische Reihe neben einander vorkommen und
3. *Trillium* nur die halbe Chromosomenzahl besitzt wie das nahe verwandte *Paris*,

lassen sich am einfachsten erklären durch die Annahme einer succedanen Teilung des Chromatinfadens, bei welcher teils eine Zweiteilung unterbleibt, teils der Faktor 8 der gemischten Reihe bei einzelnen Gattungen, ja auch bei den vegetativen Teilungen derselben Gattung wieder durch den Faktor 2 ersetzt ist.

Numerische Reduktion der Chromosomen wurde konstatiert: bei *Paris* 12 (statt 24) bei *Trillium* 6 (statt 12). Die Kontraktion der Chromosome zu den typischen Chromosomen führt zu einem Synapsisstadium. Der Nucleolus wird nicht ausgestossen, sondern resorbiert. Auch bei den Polkernen und Antipoden beträgt die Zahl der Chromosome 12 bei *Paris*, 6 bei *Trillium*.

Heterotypische und homoeotypische Teilungen wurden beobachtet.

Vergl. ferner das Referat im Abschnitt: Morphologie der Gewebe.

Digitized by Google

19. **Strasburger, Ed.** Ein Beitrag zur Kenntnis von *Ceratophyllum submersum* und phylogenetische Erörterungen. (Jahrb. f. wiss. Bot., 1902, Bd. 37, p. 477.)

Bei der Entstehung der Pollenzellen tritt anscheinend Reduktion der Chromosomenzahl (auf 12) ein. Wegen der Schmächtigkeit der Kernspindeln erinnern die Teilungen an die von *Asclepias*.

20. **Osterhout, W. J. V.** Cell Studies I. Spindle formation in Agave. (Proceed. Calif. Acad. Sci., Ser. III, vol. II, No. 8, 1902.)

Sehr ausführlich behandelt Verfasser die Ergebnisse seiner mikrotechnischen Versuche.

Während des ersten Stadiums der Spindelbildung in den Pollenmutterzellen von *Agave americana* findet Verf. um die Spindel gelagert eine besondere cytoplasmatische Haut (spindle wall). Die Spindelfasern verlaufen zunächst radial und sind an die Kernwand und „Spindelwand" angeschlossen. Verf. unterscheidet bei der Spindelbildung fünf Stadien: progenetic, genetic, stellar, fascicular, bipolar.

21. **Schrammen, J. R.** Über die Einwirkung von Temperaturen auf die Zellen des Vegetationspunktes von *Vicia Faba*. (Dissertation. Bonn, 1902.)

Die Selbständigkeit von Trophoplasma und Kinoplasma wird erwiesen durch das Verhalten des Plasmas bei verschiedenen Temperaturen. Die Kardinalpunkte für dieses und jenes werden vom Verf. festgestellt. Das Verhalten des Nucleolus bei verschiedenen Temperaturen spricht für seinen vorwiegend kinoplasmatischen Charakter: bei hohen Temperaturen, die eine Steigerung der Kinoplasmamengen veranlassen, nimmt der Nucleolus an Volumen ab und umgekehrt.

Die unregelmässigen Kernteilungsbilder sind nach Verf. als Pseudoamitosen aufzufassen.

Vielfach entstehen zweikernige Zellen.

Kerndurchpressungen wurden beobachtet.

22. **Wasielewski, W. v.** Theoretische und experimentelle Beiträge zur Kenntnis der Amitose. (Jahrb. f. wiss. Bot., 1902, Bd. XXXVIII, p. 377.)

Die Arbeit des Verf. stellt einen neuen wertvollen Beitrag zur Kenntnis von der physiologischen Bedeutung der Amitose dar. Die physiologische Gleichwertigkeit der Amitose und Karyokinese spricht sich darin aus, dass auch Zellen, deren Kerne eine amitotische Teilung durchgemacht haben, noch lebens- und teilungsfähig bleiben.

Amitotische Kernteilung kann durch verschiedene Faktoren hervorgerufen werden, am sichersten durch Chloralhydrat. Auch im Vegetationspunkt höherer Pflanzen konnte Verf. Amitosen hervorrufen; es lässt sich schwer feststellen, ob die amitotisch geteilten Zellen im Urmeristem auch weiterhin noch Teilungen erfahren. Die Form der Kernteilung, die bei der Amitose sich stets wiederholt, nennt Verf. Diatmese (Durchschneidung des Kerns, im Gegensatz zur Diaspase).

28. **Blazek, J.** Über den Einfluss der Benzoldämpfe auf die pflanzliche Zellteilung. (Böhmisch.) (Abh. böhm. Akad., 1902, Bd. XX, No. 17.) (Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 548.)

Bei der Untersuchung des Einflusses von Benzoldämpfen auf die Zellenteilung ergab sich, dass allerlei Unregelmässigkeiten auftreten können; Verf. beobachtete polycentrische Figuren, simultane Kernteilungen (bis fünf Tochterkerne), Kernteilung ohne nachfolgende oder mit verspäteter Querwand-

Digitized by Google

bildung, simultane Bildung mehrerer Scheidewände usf. und stellte fest, dass gelegentlich aus einzelnen Chromosomen selbständige Kerne werden können. Bringt man die in Benzoldämpfen vielkernig gewordenen Zellen in normale Atmosphäre, so tritt Kernverschmelzung (Karyogamie) ein, und die Zellen werden wieder einkernig.

24. **Nemec, B.** Über ungeschlechtliche Kernverschmelzungen. (Sitzungsbericht kgl. böhm. Ges. Wiss., Prag, 1902.)

Ähnliche Abweichungen wie Blazek — vergl. das vorige Referat — beobachtete Verf. an Keimwurzeln, die mit Kupfersulfat behandelt waren. Auch hier erfolgten bei der Rückkehr unter normale Verhältnisse ungeschlechtliche Kernverschmelzungen.

25. **Murbeck, Sv.** Über die Embryologie von *Ruppia rostellata*. (Kongl. Svenska Vetensk. Akad. Handlingar, 1902, Bd. XXXVI, No. 5.)

Synapsis- und Dolichonemastadium der Zellkerne bei den Teilungen, die zur Bildung der Geschlechtszellen (Embryosack, Pollen) führen. — Reduktion der Chromosome auf acht.

Vergl. näheres im Referat unter „Morphologie der Gewebe".

26. **Coker, W. C.** Notes on the gametophytes and embryo of Podocarpus. (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 89.)

Amitotische Teilungen (Fragmentation) bei den Kernen der männlichen Prothalliumzellen und der Bauchkanalzelle.

Ausführliches Referat im Abschnitt „Morphologie der Gewebe".

27. **Overton, F. B.** Parthenogenesis in *Thalictrum purpurascens*. (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 868.)

Fragmentation der Kerne in den Antipoden des Embryosacks.

28. **Lewis, A. C.** Contributions to the knowledge of the physiology of karyokinesis. (Botan. Gaz., 1901, vol. XXXII, p. 423.)

In Wurzelspitzen von *Allium Cepa* finden die meisten Kernteilungen gegen Mitternacht statt. Einwirkung von Licht verschiedener Wellenlängen beeinflusst diese Verhältnisse stark. Die im Dunkeln erwachsenen Wurzeln zeigten gegen Mitternacht die kleinste Zahl, um vier Uhr nachmittags die grösste Zahl von Kernteilungen.

29. **Prowazek, S.** Zur Kernteilung der *Plasmodiophora Brassicae* Woron. (Österr. Bot. Zeitschr., 1902, p. 218.)

Die Centrosome leiten sich ab von dem „Innenkörper" (Nucleolus) der Kerne.

c) Kernverschmelzung, Befruchtung.*)

30. **Boveri, Th.** Das Problem der Befruchtung. (Jena, 1902.)

Das Wesentliche bei der Befruchtung liegt nach Verf. darin, dass die Spermazelle dem centrosomfreien Ei ein Centrosoma bringt.

Für die Befruchtungsvorgänge bei Pflanzen ist diese Erklärung schon deswegen nicht ausreichend, weil Centrosome den Pflanzen im allgemeinen fehlen.

*) Beiträge zur Lehre von der Befruchtung finden sich auch in vielen Arbeiten, die in dem Abschnitt „Morphologie der Gewebe" — „Embryologie" vom Referenten zusammengestellt sind.

Digitized by Google

31. **Häcker, V.** Über die Autonomie der väterlichen und mütterlichen Kernsubstanz vom Ei bis zu den Fortpflanzungszellen. (Anat. Anzeiger, XX, 1902, p. 440.)

32. **Häcker, V.** Über das Schicksal der elterlichen und grosselterlichen Kernanteile. Morphologische Beiträge zum Ausbau der Vererbungslehre. (Jenaisch. Zeitschr. f. Naturw., 1902, Bd. XXX, N. F.) Auch selbständig bei G. Fischer, Jena.

Die bei der Kopulation der Geschlechtszellen beteiligten Kerne geben, wie Verf. an einigen Kopepoden nachweist, ihre Selbständigkeit nicht auf, sondern führen auch nach vielen Zellteilungen noch zu einer deutlich wahrnehmbaren Doppelkernigkeit. Die Existenz zweier Nukleolen und andere Anzeichen machen es erkennbar, dass die Kerne ungeachtet ihrer scheinbaren Einheitlichkeit noch aus selbständig gebliebenen väterlichen und mütterlichen Anteilen bestehen. Am weitesten lässt sich diese Selbständigkeit der Kernanteile in der Keimbahn, die zur Bildung der Urogenitalzellen führt, verfolgen.

Verf. hält es für sehr wahrscheinlich, dass die von ihm beobachteten Erscheinungen im Tier- und Pflanzenreich sehr weit verbreitet sind.

33. **Guignard, L.** La double fécondation chez les Crucifères. (J. de Bot., 1902, p. 361.)

Doppelte Befruchtung wird konstatiert bei *Capsella bursa pastoris* und *Lepidium sativum*.

34. **Cannon, W. A.** A cytological basis for the Mendelian laws. (Bull. Torrey Bot. Club, vol. XXIX, 1902.)

3. Inhaltskörper der Zelle: Chromatophoren, Stärkekörner, Kristalle, Vakuole usf.

35. **Sperlich, A.** Beiträge zur Kenntnis der Inhaltsstoffe in den Saugorganen der grünen Rhinanthaceen. (Beih. z. Botan. Centralbl., 1902, Bd. XI.)

Im Rindenparenchym und dem hyalinen Gewebe der Haustorien von *Melampyrum pratense* und *M. silvaticum* enthalten die Kerne Eiweisskristalloide. Die von Koch bereits beschriebenen bakteroïdenartigen Gebilde fand Verf. wieder. Stärke ist häufig, in jugendlichem Material ist auch Amylodextrinstärke zu finden. Ausserdem weist Verf. Glykogen, Rhinanthin, Phosphorsäure und Nitrate nach. Die Haustorien von *Tozzia*, *Alectorolophus*, *Pedicularis* verhalten sich ähnlich.

36. **Fischer, H.** Über Stärke und Inulin. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 226.)

Kritische Betrachtungen über Nägelis Anschauungen; Ergänzungen zu der bekannten Arbeit des Verf. über Inulin.

Pellionia Daveauana bildete auch bei kontinuierlicher (elektr.) Beleuchtung geschichtete Stärkekörner.

37. **Kraemer, H.** The structure of the starch grain. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIV, p. 341.)

38. **Petit, L.** De la répartition des sphérulinas dans les familles végétales. (C. R. Acad. Sc. Paris, 1902, T. CXXXV, p. 991.)

39. **Petit, L.** Sur les globules réfringents du parenchyme chlorophylle des feuilles. (Act. Soc. Linn. Bordeaux, 1902, T. 57, p. CXXIX.)

Digitized by Google

Fettartige Körperchen — Verf. nennt sie sphérulins — sind in den chlorophyllhaltigen Zellen vieler Pflanzen sehr häufig. Verf. teilt mit, dass sie bei bestimmten Familien des Pflanzenreichs sehr häufig sind, bei anderen fehlen. Es folgt eine Aufzählung der Familien, in welchen sphérulins gefunden wurden. Bei panachierten Blättern sind die farblosen Teile der Spreite frei von diesen Einschlüssen.

40. **Miyaké, K.** On the starch of evergreen leaves and its relation to photosynthesis during the winter. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIII, p. 821.) (Vergl. auch Botan. Mag. Tokyo, 1900, vol. XIV.)

Der Stärkegehalt ist bei verschiedenen immergrünen Gewächsen ein sehr ungleicher. Monokotyledonen enthalten im allgemeinen weniger Stärke als Dikotyledonen, Gymnospermen und Farne. Die Abnahme der Stärke in immergrünen Blättern beginnt im November. Das Minimum wird erreicht im Januar oder Anfang Februar, dann beginnt wieder die Zunahme. Bei manchen Pflanzen ist das Mesophyll während der kältesten Wintermonate stärkefrei, in fast allen Fällen ist die Stärke im Winter viel spärlicher als im Sommer; am reichlichsten ist der Stärkegehalt während des Frühlings.

In Tokyo wurden auch während des Winters geöffnete Stomata beobachtet.

Dass die Blätter der immergrünen Gewächse im Winter allgemein frei sind von Calciumoxalatkristallen (Lidforss), konnte Verf. nicht bestätigen. Bei vielen Dikotyledonen war die Abnahme der Kristalle nicht bedeutend.

41. **v. Tieghem.** Le cristarque dans le tige et la feuille des Ochnacées. (Bull. Mus. d'hist. Nat., 1902, p. 266.) — Nicht gesehen! (Ref. im Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 116.)

Im Stengel der Ochnaceen findet Verf. eine merkwürdige Ausbildung der zweiten subepidermalen Zellenschicht. Die Innen- und Seitenwände sind stark verdickt und schliessen einen Sphärokristall ein. Diese Schicht, die Verf. als cristarque bezeichnet, ist unter den Spaltöffnungen unterbrochen. Dieselbe Schicht findet sich auch in den Blättern (Stiel, Nerven), fehlt aber in der Blütenregion und anscheinend auch in der Wurzel.

42. **Percival, J.** The occurrence of calcium oxalate crystals in seedlings of Alsike *(Trifolium hybridum)*. (J. Linn. Soc. Botany, vol. XXXV, 1902, p. 396.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 297.

Über die Reihenfolge des Auftretens der Kristalle in verschiedenen Teilen des Keimlings. Abhängigkeit von äusseren Bedingungen.

43. **Shibata, K.** Die Doppelbefruchtung bei *Monotropa uniflora* L. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 61.)

Im Pollenschlauch zwei Inhaltskörperchen unbekannter Bedeutung. (Ähnliches beobachtete Land an *Erigeron* und *Silphium.)*

44. **Timberlake, H. G.** Swarm spore formation in *Hydrodictyon utriculatum*. (Botan. Gaz., 1901, vol. XXXI, p. 203.)

Distinkte Chromatophoren fehlen nach Verf. den Zellen des *Hydrodictyon*. Pyrenoïde und Zellenkerne sind unregelmässig im Plasma verteilt, das Chlorophyll im Cytoplasma selbst enthalten.

45. **Henckel, A.** Über den Bau der vegetativen Organe von *Cystocloniuin purpurascens*. (Nyt. Magaz. Naturvidenskab, 1901, Bd. XXXIX.)

Bemerkungen über Chromatophoren und Stärkekörner.

46. **Kohl, F. G.** Untersuchungen über das Karotin und seine physiologische Bedeutung in der Pflanze. (Leipzig [Bornträger], 1902, 206 pp.)

Digitized by Google

Der Begriff Karotin wird umgrenzt, die verschiedenen Arten von Karotin aufgezählt. Die physiologische Bedeutung des weit verbreiteten Stoffes liegt in der Assimilation und der Betätigung seines hohen Wärmeabsorptionsvermögens. In anderen Fällen (Algen, Pilze, Daucus) dient es als Reservestoff oder es kommt ihm eine besondere biologische Bedeutung zu (Anlockungsmittel, Augenfleck). Gegen Austrocknung und Schneckenfrass ist Karotin kein Schutzmittel.

Die chemischen und physikalischen Eigenschaften des Karotins werden besprochen (Kapitel III), die Methoden zu seinem Nachweis (IV) und seiner Darstellung (V), auch eine Methode zur Gewinnung des Karotins aus grünen Blättern. Es folgt ein Verzeichnis der Pflanzen, in welchen Karotin nachgewiesen worden ist (VI).

Mitteilungen über die „Beziehungen zwischen Chlorophyll, Etiolin und Karotin". Etiolin wird als identisch mit Karotin erkannt. Beim Ergrünen etiolierter Pflanzen tritt keine Karotinabnahme in den Zellen ein, vielmehr steigt ihr Karotingehalt; dergleichen unter dem Einfluss des Lichtes, wenn die Chlorophyllbildung durch allzu niedrige Temperatur unterdrückt wird.

Die herbstliche Färbung der Blätter (VIII) kommt nicht durch Neubildung von Karotin zustande oder durch Verwandlung des Chlorophylls in Karotin, sondern durch Verminderung des Chlorophylls oder durch gänzliches Schwinden, — derart, dass die bereits vorhandenen gelben und roten Farbstoffe — Karotin, Xanthophyll — deutlich hervortreten. Übrigens sinkt auch der Karotingehalt während der herbstlichen Verfärbung. Die Blattpigmente liegen gelöst im Chloroplasten vor.

Die Chromatophoren goldgelber und etiolierter Blätter scheiden im Licht Sauerstoff aus („assimilatorische Funktion des Karotins," IX).

Die Farbstoffe goldgelber Blätter (X) enthalten kein Chlorophyll viel Karotin, kein α-Xanthophyll, wechselnde Mengen von β-Xanthophyll und Phyllofuscin, einem neuen, wasserlöslichen Pigment, das bisher ausschliesslich in goldgelben Blättern nachgewiesen werden konnte.

Im Kap. XI—XIV Angaben über quantitative Karotinbestimmung, Reindarstellung des Chlorophylls, Nomenklatorisches, Literaturverzeichnis.

47. **Whitten, J. Ch.** Das Verhalten der Farbe zur Tötung von Pfirsichknospen durch Winterfrost. (Dissertation, Halle, 1902.)

Der purpurne Farbstoff in Pfirsichzweigen begünstigt deren Schädigung durch Frost.

48. **Chmielewsky, W.** Zur Morphologie und Physiologie der Pyrenoïde. (Warschau, 1902.)

Über die Funktion der Pyrenoïde, über pathologische Veränderungen, Stärkeproduktion usw.

Original nicht gesehen! Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 876.

49. **Marchlewski, L.** Sur la parenté entre les globules rouges du sang et la chlorophylle. (Chimiste polonais, Varsovie, 1901, p. 321.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 666.

49a. **Molisch, H.** Über vorübergehende Rotfärbung der Chlorophyllkörner in Laubblättern. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 442.)

Vorübergehende Rotfärbung (Karotin) in den Chloroplasten verschiedener Aloë- und Selaginella-Arten unter dem Einfluss des Lichtes.

Karotinnachweis bei den roten Chromatophoren von *Equisetum*.

Digitized by Google

50. **Malte, M. O.** Untersuchungen über eigenartige Inhaltskörper bei den Orchideen. S. 1—40. (Bihang till K. Svenska Vetenskaps Akademiens Handlingar, Bd. 27, Afd. III, No. 15, Stockholm, 1902.)

In den Zellen des Rindenparenchyms vieler Orchideenwurzeln hatte Leitgeb 1864 Inhaltskörper angetroffen, die er als Öltröpfchen bezeichnet. Der Verf. hat dieser Substanz ein eingehendes Studium in morphologischer und chemischer Hinsicht gewidmet. Die Körper sind von sehr variierender Grösse (8—40 μ), flüssigen Zustandes, liegen im Zellsaft und sind schwerer als Wasser. Die Hauptmasse der Orchideentröpfchen ist im Wasser löslich. Nur ein sehr kleiner Rest bleibt ungelöst. Bei höheren Temperaturgraden sind sie im Zellsafte löslich, bei niedrigeren aber mehr oder weniger unlöslich. Von sämtlichen geprüften Farbstoffen wird Neutralrot von den Tröpfchen am reichlichsten gespeichert. Ihr Verhalten gegen verdünnten Alkohol, Chloroform, Äther und andere Reagenzien zeigt, dass sie nicht aus fetten Ölen bestehen, sondern bezüglich ihrer chemischen Zusammensetzung nähere Beziehung zu den Lidforsschen Potamogetontröpfchen aufweisen. Sie müssen, wie andere Reagenzien zeigen, als eine Art Gerbstofftröpfchen angesehen werden und sind aus wenigstens zwei Gerbstoffen aufgebaut, die physikalisch etwas verschieden, chemisch nahe verwandt sind. Dies gilt den zentralen Zellschichten des Rindenparenchyms; in den peripherischen Zellschichten ist ausserdem noch ein dritter Gerbstoff vorhanden. Sie scheiden sich schon in dem Zellsaft sehr junger Zellen aus. Da es nicht gelingt, durch Aushungern oder andere Mittel sie zum Verschwinden bezw. zur Verminderung zu bringen, müssen sie als in ernährungsphysiologischer Hinsicht wertlose Nebenprodukte angesehen werden. Ob ihnen in biologischer Hinsicht eine Bedeutung zukommt, bleibt dahingestellt. Sie kommen auch im Blatte, wahrscheinlich auch im Stengel vor. Der letzte Teil der Abhandlung ist ihrem Vorkommen in verschiedenen Arten gewidmet.

Bohlin.

51. **Gasparis, A. de.** Contributo allo studio della vita dei cloroplastidii. (Atti Accad. di scienze fis. e matem., Napoli, vol. X, ser. 2a, 16 S. m. 2 Taf.)

Nach langer historischer Einleitung legt Verf. seine Beobachtungen über Bildung und Zerfall der Mikroplastiden vor.

Hypodermzellen von *Bromelia vittata*. Sie enthalten längs den Wänden grosse Chlorophyllkörner; nach einiger Zeit trennt sich ein Teil des Innern dieser Körner in zahlreiche kugelige, dunkelgrüne Mikroplastiden. Während sich diese zu Gruppen vereinigen, differenziert sich allmählich der Rest des Chlorophyllkornes zu Körnchen, welche nach und nach in das Zellinnere treten und Brownsche Bewegung zeigen.

Bei Blättern von *Elodea canadensis* verlassen die Mikroplastiden die Zellen, nachdem die Chlorophyllkörner ihre Auflösung vollzogen haben.

In den Zellen von *Vallisneria spiralis* treten zahlreiche, kugelige und elliptische, winzige Mikroplastiden auf, die sich langsam bewegen. Etwas später vereinigen sie sich zu einer breiten, etwas grünlichen Zone um den Zellkern herum. Allmählich schiessen einzelne derselben zusammen zur Bildung von Chlorophyllkörnern, welche sich vorschreitend intensiver färben. In den cylindrischen Zellen des Assimilationsgewebes beobachtet man grosse feinkörnige Chlorophyllkörper; diese lösen sich mit der Zeit in Mikroplastiden auf, welche nach den jungen Geweben wandern, um sich daselbst abermals zu Chlorophyllkörnern anzusammeln.

Digitized by Google

In den Blättern von *Aloë abyssinica*, *Arum italicum* und zum Teil auch von *Pellionia Daveauana* kann man den gleichen Vorgang wie bei *Vallisneria* verfolgen.

In den roten Haaren der beiden Blattflächen von *Tydea Lindeniana* vereinigen sich die zahlreich vorhandenen Mikroplastiden zu kleinen Chloroplastiden an beliebigen Stellen in der Zelle; diese sind gelblich grün, gelangen aber nie zur völligen Ausbildung, sondern atrophieren.

Bei *Mnium undulatum* kann man in den Blattzellen sowohl die Auflösung von Chlorophyllkörpere in Mikroplastiden als auch den umgekehrten Vorgang verfolgen.

In vielen Knollen *(Solanum. Oxalis)*, Samen (Gräser, Leguminosen, Euphorbiaceen, Coniferen etc.), Sporen (von Farnen und Moosen) wurden stets in der peripheren Zelllage, unterhalb des Schutzgewebes, Mikroplastiden mit aller Evidenz beobachtet Sie färbten sich mit alkoholischer Cyaninlösung lebhaft grün, während das Protoplasma eine lichtblaue Färbung annahm.

In den Zellen des Assimilationsgewebes von *Pellionia* - Blättern bemerkt man im Centrum 1—4 grosse Chloroplastiden, welche sich individualisieren. Jedes Korn teilt sich zunächst in zwei, von diesen eines abermals in zwei, und das dritte hierauf ebenfalls. Die vier entstandenen Körner bleiben bei einander oder eines trennt sich von den anderen drei, welche im Centrum bleiben. In diesen Zellen bemerkt man auch sehr oft in Teilung begriffene Mikroplastiden. Bei Kulturen von Chlorophyllkörnern dieser Pflanze, in feuchten Kammern beobachtete Verf., dass dieselben den Kohlenstoff assimilierten und Stärke erzeugten. Als sich nachträglich Bakterien in die Kulturen einschlichen, wurden die Chloroplasten davon nicht angegriffen.

Einen zweiten Fall der Individualisierung von Chlorophyllkörnern beobachtete Verf. einmal bei zwei *Peperomia*-Arten.

Bei den Früchten von *Lycopersicum esculentum*, die längere Zeit an einem trockenen Orte aufbewahrt, aber noch grün waren, bemerkte Verf., dass die Chloroplasten von einer deutlich differenzierten Membran umgeben waren. Bei der Differenzierung des Körnchens bildete die Membran eine Ausbuchtung, bis sie platzte und den Mikroplastiden dadurch den Austritt gewährte.

Die Chloroplastiden sind somit eigene Zellorganismen, welche sich durch Mikroplastiden regenerieren. Infolge der Zellteilungen wandern die Mikroplastiden aus den Zellen, in welchen sie gebildet wurden, nach den neu hervorgegangenen.

Unter gewissen Bedingungen erreichen die Chloroplastiden eine eigene Selbständigkeit. Solla.

52. **Husek, G.** Über Stärkekörner in den Wurzelhauben von *Allium Cepa*. (Sitzungsber. kgl. böhm. Ges. Wiss., Prag, 1901, No. 41.)

Die Stärkekörner in den Wurzelhauben von *Allium Cepa* sind sog. rote Stärkekörner. Unter dem Einfluss abnorm hoher Temperatur werden Stärkekörner gebildet, die sich mit Jod nur gelb färben (Dextrin?); nach Zusatz von verdünnten Mineralsäuren tritt die übliche Reaktion auf Jod ein. Auch in regenerierten Wurzelspitzen findet sich Stärke. Verf. vermutet, dass die Stärkebildner neu aus dem Plasma entstehen, da das Wurzelmeristem, dass die neue Spitze liefert, keine nachweisbaren Leukoplasten enthält.

58. **Ichimura, J.** On the formation of Anthocyan in the petaloid calyx of the red japanese hortense. (J. Coll. Sc. Imp. Univ. Tokyo, XVIII, 1902, Article III.)

Digitized by Google

Phänologische und histologische Daten über das Auftreten des Anthocyans. Im Zellsaft bläuliche Kristalle.

Faktoren, welche die Bildung des Pigments beeinflussen, sind das Sonnenlicht, die Reaktion des Zellinhalts, Tannin und Zucker, traumatische Reize, die chemische Zusammensetzung des Bodens.

4. Membran.

54. **Boodle, L. A.** On lignification in the phloëm of Helianthus annuus. (Ann. of Bot., 1902, vol. XVI, p. 180.)

Verholzung der Siebröhrenwände bei *Helianthus annuus*.

55. **Meyer, A.** Über Chlamydosporen und über sich mit Jod blau färbende Zellmembranen bei den Bakterien. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XIX, p. 428.)

56. **Schulze, H.** Beiträge zur Blattanatomie der Rutaceen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 55.)

Über verschleimte Membranen vergl. das Referat im Abschnitt Morphologie der Gewebe.

57. **Lütkemüller, J.** Die Zellmembranen der Desmidiaceen. (Beitr. z. Biol. d. Pfl., 1902, Bd. VIII, p. 347.)

58. **Hill, A. W.** The histology of the sievetubes of Pinus. (Ann. of Bot., 1901, vol. XV, p. 575.)

Verf. führt die Entstehung der Callusplatten in den Siebröhren auf die Wirkung von Fermenten zurück. Durch diese werden die Plasmodesmen umgewandelt in Schleimstränge, die Celluloseplatte verwandelt sich in den Callus, ihre aus Pektinverbindungen bestehende Mittellamelle liefert den „median node". In anderen Fällen scheint das Plasma der Siebröhren zur Entstehung der Callusmassen direkt in Beziehung zu stehen.

59. **Strasburger, Ed.** Die Siebtüpfel der Koniferen in Rücksicht auf Arthur W. Hills soeben erschienene Arbeit: The histology of the sieve-tubes of Pinus. (Botan. Zeitung, 1902, No. 4, p. 49.)

Berichtigung und Ergänzung der Angaben von Hill (s. o.).

60. **Iwanoff, K. S.** Über die Zusammensetzung der Eiweissstoffe und Zellmembranen bei Bakterien und Pilzen. (Beitr. z. chem. Physiol. u. Pathol., 1902, Bd. I, p. 524.)

Nachweis des Chitins bei Bakterien und Pilzen.

XII. Morphologie der Gewebe.

Referent: Ernst Küster.

Die Referate sind nach folgender Disposition geordnet:

1. Wurzel (1—4).
2. Blatt und Achse (5—103).
   a) Deskriptive und systematische Anatomie (5—32).
   b) Ontogenetische und phylogenetische Anatomie (33—54).
   c) Physiologische und ökologische Anatomie (55—80).
   d) Pathologische und experimentelle Anatomie (81—103).
3. Androeceum und Gynaeceum, Embryologie (104—140).
4. Samen und Früchte (141—152).

Digitized by Google

Autorenverzeichnis.

Areschoug 69.

Baar 74.
Baccarini 26.
Baldacci 24, 25.
Bertrand 42, 48.
Beyer 15.
Billings 124.
Bochmann 148.
Bonnier 88.
Bouygues 40, 41.
Brenner 3.
Buck 64.
Büsgen 1.

Campbell 129.
Celakovsky 144.
Chauveaud 87—89, 44, 45.
Chifflot 109.
Clanditz 62.
Clos 104.
Coker 118.
Col 49.
Conard 130.
Cook 112, 117.
Copeland 65, 96.
Cornaille 42, 48.

Daguillon 85.
Daniel 98—101.
Dibbern 14.
Dop 125, 126.
Ducamp 80, 138.
Dutailly 106.
Dye 2.

Ernst 128.

Faber 56, 81.
Fabricius 59.
Fritsch 16.

Gager 107.
Gardiner 142.
Garjeanne 85.
Gatin 46.
Gaucher 19.
Gauchery 103.
Gemoll 13.
Geremicca 27.
Gerhard 68.
Gerneck 92.
Grélot 78.
Guignard 76, 77, 132.

Haberlandt 88.
Hall 114.
Hanausek 148, 152.
Hartley 139.
Hayek 20.
Herzog 68, 105.
Hill 142.
Holsting 9.
Holtermann 70.
Holzner 145, 146.
Horowitz 141.

Ikeda 135.
Irgang 79.

Jencic 22.
Jodin 108.
Johnson 128.
Jönsson 60.
Juel 136.

Karsten 119.
Kausch 102.
Kindermann 94.
Kraemer 30.
Kusano 72.

Laurent 91.
Leavitt 4.
Lenecek 86.
Lepeschkin 66.
Lloyd 118, 122.
Lonay 50.
Lopiore 23.

Maheu 18.
Maige 46.
Massart 97, 140.
Meierhofer 67.
Mennechet 147.
Miraude 75.
Murbeck 110, 111.
Neubauer 150.
Noll 138.
Novak 81.

Overton 115.

Pechoutre 134.
Perrédes 17.
Perrot 84.
Pirotta 51, 52.
Poulsen 57.
Probst 98.

Ricôme 82.
Rupert 137.

Schmidt, A. Th. 21.
Schmidt, W. 11, 151.
Schnegg 127.
Schoute 48.
Sperlich 55.
Spinner 7.
Schröder 5.
Schulze 8.
Schwabach 78.
Shibata 120, 121.
Simon 58.
Solereder 10.
Streicher 12.
Swanlund 61.

Ternetz 86.
Theorin 6
v. Tieghem 28, 29, 131.
Tischler 87.
Tison 84.
Tuzson 95.

Vöchling 89.
Vuillemin 47.

Webb 116.
Wiedersheim 90.
Winton 82, 149.
Worsdell, 53, 54.
Wright 33.

Zalenski 71.

Digitized by Google

I. Wurzel.

1. **Büsgen, M.** Einiges über Gestalt und Wachstumsweise der Baumwurzeln. (Allg. Forst- und Jagdzeitung, 1901.) (Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 185.)

Erwähnt seien hier die haubenlosen Kurzwurzeln von *Acer*.

2. **Dye, Cl. Alb.** Entwickelungsgeschichtliche Untersuchungen über die unterirdischen Organe von *Valeriana*, *Rheum* und *Inula*. (Dissertation, Bern, 1901.)

3. **Brenner, W.** Über die Luftwurzeln von *Avicennia tomentosa*. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 175.)

Verf. beschreibt ausführlich die Struktur der glatten, jugendlichen und der alten, höckerig mit Lenticellen besetzten Luftwurzeln von *Avicennia tomentosa*. Die normale primäre Rinde der glatten Exemplare wird später völlig oder fast völlig durch das sehr lockere Phelloderm verdrängt. Durch lokale Wucherung des letzteren kommen an der Oberfläche des Organs lenticellenartige Gebilde zustande. Das in den älteren Erdwurzeln oft ausgefaulte primäre Rindengewebe wird in seiner Funktion durch ein sekundäres, aus Bastelementen gebildetes ersetzt.

4. **Leavitt, R. G.** The root-hairs, cap and sheath of Azolla. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIV, p. 414.)

2. Blatt und Achse.

a) Deskriptive und systematische Anatomie.

5. **Schröder, A.** Anatomische Untersuchung des Blattes und der Achse bei den *Liparieae* und *Bossiaeae* (Trib. *Genisteae*). (Dissertation München. Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XI, p. 368.)

Die Zellen der Epidermis zeigen oft undulierte Seitenwände. Verschleimte Innenwände bei Arten aus den Gattungen *Platylobium* und *Goodia* und einigen anderen.

Spaltöffnungen mit 3 bis 4 Nebenzellen ausgestattet. Annäherung an den Rubiaceen-Typus. Stomata oft eingesenkt.

Mesophyll bilateral oder centrisch. Bei *Goodia* sackartig erweiterte Gerbstoffschläuche im Mesophyll. Vielleicht ist diese Gattung besser zu den Galegeen als den Genisteen zu stellen.

Die Nerven führen meist mechanisches Gewebe; durchgehende Nerven bei allen Arten von *Hovea* und *Platylobium* und bei *Bossiaea ovata* (letztere vielleicht als selbständiges Genus oder als Gattungssektion zu betrachten). Bei vielen *Bossiaea*-Arten zweigen sich von den Nerven noch besondere Sklerenchymfasern im Mesophyll ab.

Die Kristalle sind klein (Einzelkristalle). In der Epidermis von *Hovea* Sphärokristalle von unbekannter Zusammensetzung.

Trichome mit zweiarmiger Endzelle bei *Hovea elliptica* und *Priestleya umbellifera* und *P. vestita*.

6. **Theorin, P. G. E.** Om trichomerna hos några gräs och halfgräs. (Falun 1902.)

Trichomtypen (Haare und Scabritien) bei Gramineen und Cyperaceen. Referat im Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 116.

7. **Spinner, H.** L'anatomie foliaire des Carex suisses. (Dissertation Zürich, 1903, 120 pp.)

Digitized by Google

Von den anatomischen Charakteren der *Carex*-Blätter erweisen sich folgende als besonders brauchbar zur Unterscheidung der vielen Arten.

Die Trichome, ihre Grösse, Form, Zahl und Verteilung.

Die Spaltöffnungen, nach deren Struktur und deren Lage zur Epidermisebene Verf. acht Typen unterscheidet.

Die Zellen des Mittelnervs, die sich vielfach durch Grösse, Form und Lage von den andern Epidermiszellen unterscheiden (fünf Typen).

Die Leitbündel, deren Lage im Blatt, und deren mechanisches Gewebe usf. zur Unterscheidung von zehn Typen führt.

8. **Schulze, H.** Beiträge zur Blattanatomie der Rutaceen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 55.)

Schleimbildung zumeist in der oberen Epidermis (Innenwand). Zuweilen wechseln mehrere Cellulose- und Schleimschichten miteinander. Bei den Diosmeen verschleimen schliesslich auch die Celluloselamellen sowie die Radialwände.

Sekretlücken fast bei allen Arten. Der von Haberlandt beschriebene Entleerungsapparat bei 7 Arten gefunden. Bei *Boronia crenulata* und *B. elatior* auf der Unterseite kreisförmige Gruppen kleiner Zellen, die von 4—5 Epidermiszellen ringförmig umgeben sind; vielleicht Sekretionsorgane.

Derbwandige Idioblasten, an welche sich weitlumige Elemente der Spiralgefässe anlegen bei *Boronia*-Arten.

Kristalle in der Epidermis von *Flindersia australis*. Zuweilen ist eine grosse Zelle in mehrere kleine septiert, deren jede einen Kristall enthält.

Hesperidin bei zahlreichen Gattungen.

Für die Systematik wichtige Ergebnisse: Durch Schleim in der Epidermis sind besonders die Diosmeen gekennzeichnet. Bei den Ruteen, Boronieen, Cusparieen, Aurantien wurde er nicht gefunden. Palissaden einschichtig bei Toddaleen und Boronieen, zweischichtig bei *Boronia* (Ausnahme vom vorhergehenden Fall), mehrschichtig bei Aurantien. Behaarung bei Boronieen (Stern-, Büschel-, Schildhaare) nur *Eriostemon* fast kahl. Bei den Diosmeen starke Cutikula, Nerven mit Parenchymscheiden.

9. **Holsting, Fr.** Beiträge zur Anatomie der Sperguleen, Polycarpeen, Paronychieen, Solerantheen und Plerantheen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 189.)

Wurzeln diarch, stellen bei vielen Gattungen die Holzbildung an vielen Stellen ein und bilden dort Holzparenchym, so dass der Holzkörper in viele schmale Streifen zerlegt erscheint. Vielfach sekundäre Kambien aus dem Rindenparenchym, Phelloderm und Phloëmparenchym.

Stengel meist mit mechanischem Ring, darunter meristematisches Pericykelparenchym, welches später die Lücken des gesprengten mechanischen Ringes ergänzt und Phellogen bildet.

Gefässbündel kollateral, meist zu einem Ring verwachsen. Hartbast fehlt. Bei den mehrjährigen deutliche Ringbildung. Zerklüftung des Holzkörpers (s. o.).

Blattstruktur centrisch oder dorsiventral.

Nebenblätter: mehrschichtiger basaler und oberer einschichtiger Teil.

Verf. gibt eine Aufzählung der für bestimmte Gruppen charakteristischen Kennzeichen und eine genaue Beschreibung der einzelnen Gattungen und Arten.

10. **Solereder, H.** Über die anatomischen Charaktere des Blattes bei den Podalyrieen und Genisteae. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 279.)

Digitized by Google

Zusammenstellung der Resultate, zu welchen die Untersuchungen der genannten Gruppen seitens verschiedener Autoren im Laboratorium des Verf. führten.

Im wesentlichen wird das für die Papilionaceen bereits bekannte bestätigt und die Verbreitung der bekannten anatomischen Charaktere konstatiert.

11. **Schmidt, W.** Untersuchungen über die Blatt- und Samenstruktur bei den Loteen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 425.)

Blattstruktur bei den Loteen ziemlich übereinstimmend, besonderer Spaltöffnungstypus fehlt, oxalsaurer Kalk in Form von Stäbchen und Körnchen.

Im Mesophyll farblose oder blaue Körnchen (Indican?).

Im Samen Stabzellenepidermis und Trägerzellenschicht für alle Loteen charakteristisch. Schleimendosperm überall entwickelt. Nirgends war ausschliessliche oder reichliche Speicherung von Stärke im Nährgewebe der Kotyledonen zu beobachten.

12. **Streicher, O.** Beiträge zur vergleichenden Anatomie der Vicieen. (Beih. z. Bot. Centralbl., XII, 1902, p. 488.)

Die Untersuchung dieser Gruppe führte ebensowenig wie die der im vorigen Referat genannten zu neuen wesentlichen Resultaten. Wir begnügen uns mit dem Hinweis auf die Bemerkungen über *Abrus*, dessen Struktur von der der andern Vicieen auffallend abweicht.

18. **Gemoll, K.** Anatomisch-systematische Untersuchung des Blattes der Rhamnaceen aus den Triben der Rhamneen, Colletieen und Gouanieen. (Ibid., p. 351.)

Charakteristisch für alle Triben: dem Mesophyll fehlt deutliche Differenzierung in Palissaden- und Schwammgewebe, obere Epidermis oft mit verschleimter Innenwand, Schleimbehälter im Collenchym unterhalb der Gefässbündel (nur bei den Colletieen verschleimte Mesophyllzellen).

Epidermis: verschleimte Membranen. Besonderer Spaltöffnungstypus fehlt; zumeist Cruciferentypus.

Mesophyll centrisch oder subcentrisch.

Kristalle, bei Gouanieen Styloïden, die oft die ganze Zelle füllen und durchsichtige Punkte im Blatt zustande kommen lassen. Bei andern Gattungen Einzelkristalle von anderer Form.

Trichome: unverästelte einzellige und unverästelte mehrzellige Haare, zweiarmige und Sternhaare, selten *(Ceanothus papillosus)* Drüsenhaare.

14. **Dibbern.** Über anatomische Differenzierungen im Bau der Inflorescenzachsen einiger diklinischen Blütenpflanzen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XIII, p. 841.)

Die Achsenteile innerhalb und ausserhalb der Blütenregion unterscheiden sich hauptsächlich in Rücksicht auf den Bau ihrer mechanischen Gewebe. Die Unterschiede sind um so grösser, je mehr die Inanspruchnahme der Inflorescenzachse durch das Gewicht der Gesamtheit der Blüten abweicht von der Inanspruchnahme der Achse.

Unterschied bei derselben Art zwischen den Achsen männlicher und weiblicher Blütenstände.

15. **Beyer, H.** Beiträge zur Anatomie der Anonaceen, insbesondere der afrikanischen. (Englers Botan. Jahrb. f. Systematik etc., 1902, Bd. XXXI, p. 516.)

Hautsystem: Cutikula der Blätter oberseits meist stärker als unterseits. Stärkste Cutikula (19,5 μ) bei *Goniothalamus Gardneri*. Dreireihige

Digitized by Google

Epidermis bei *Anona Klainii*. Korkbildung oberflächlich. Verschleimung bei *Heteropetalum brasiliense*. Gerbstoff verbreitet. Trichom einzellreihig, zweizellig; bei den *Uvarinae* alle Übergänge zwischen Deckhaaren und Büschel- und Sternhaaren.

Mechanisches System: Bastfasern zu tangential gestreckten Gruppen vereinigt. Markstrahlen im Bast keilförmig erweitert, Libriformfasern namentlich im Frühjahrsholz ziemlich weitlumig. Sklereïden im Mark, in der Rinde, vereinzelt auch im Periderm. Im Blatt einfache Träger, die von der Epidermis durch Assimilationsgewebe getrennt sind oder als subepidermale Träger ausgebildet sind.

Assimilationssystem: Palisaden- und Schwammgewebe stets unterschieden. Bei einigen verschleimte Mesophyllzellen.

Leitungssystem und Durchlüftungssystem zeigt wenig Charakteristisches.

Exkretbehälter: Ölzellen, Kristalle etc.

Von den Magnoliaceen und Myristicaceen unterscheiden sich die Anonaceen durch folgende Kennzeichen: Einfache Gefässperforation, sehr undeutliche Hoftüpfelung der Libriformzellen (Ausnahme *Eustomatia*). Schichtung des Holzes durch tangentiale Holzparenchymbrücken, tangentiale Schichtung von Bast- und Leptomzellreihen auf dem Querschnittsbild der sekundären Rinde (Ausnahme *Eustomatia*).

16. **Fritsch, F. E.** The affinities and anatomical characters of *Plagiopteron fragrans*. (Ann. of Bot., 1902, p. 177.)

17. **Perrédès, P. E. F.** The anatomy of the stem of *Derris uliginosa* Benth. (Scientif. Sect. Americ. Pharmac. Assoc. Philadelphia, 1902.)

18. **Maheu, J.** Recherches anatomiques sur les Menispermacées. (J. de Bot., XVI, 1902, p. 369.)

19. **Gaucher, L.** Recherches anatomiques sur les Euphorbiacées. (Ann. Sc. Nat. Bot., 1902, Série VIII, T. XV, p. 161.)

Trotz der Verschiedenartigkeit der Euphorbiaceen konstatiert Verf. eine Reihe gemeinsamer Merkmale: der Kork entsteht subepidermal, im Pericykel vor den Gefässbündeln Faserbündel oder Faser- und Sklereïdengruppen; Leitbündel bilden einen fast ununterbrochenen Ring, die Markstrahlzellen verholzt in der Xylemzone. Mark oft verholzt. Tanninzellen und Oxalat sind häufig, calciumoxalatfrei ist nur *Euphorbia*. Die Stomata des Blattes liegen in der Ebene der Epidermis; zuweilen Nebenzellen.

Die Merkmale der einzelnen Gruppen bestätigen die Resultate der Systematiker.

Inneres Phloëm ist häufig, Verf. unterscheidet vier Typen:

1. *Euphorbia:* ringförmige Zone inneren Phloëms, ohne Siebfelder.
2. *Tragia Okanyua:* nur Phloëmbündel an der Innenseite der Gefässbündel; rudimentäre Siebplatten.
3. *Croton:* desgl., aber mit wohlentwickelten Siebfeldern.
4. *Lepidoturus laxiflorus:* zu dem inneren Phloëm tritt noch eine mechanische Scheide.

Von grossem Interesse sind die Milchröhren. Verf. unterscheidet:

1. einzellige,
   a) ohne besondere Parenchymscheide,
   b) mit Scheide;
2. vielzellige,

Digitized by Google

a) in unregelmässiger Gruppierung.

b) zu regelmässigen Reihen geordnet, teils mit, teils ohne Lösung der trennenden Querwände.

Ähnliche Unterschiede bestehen bei den Gerbstoffschläuchen.

20. **Hayek, Aug. v.** Zur Blattanatomie von *Ligeum spartium* und *Macrochloa tenacissima*. (Öst. Bot. Zeitschr., 1902, Bd. LII, p. 5.)

Anatomische Unterschiede zwischen den beiden „Esparto"-Formen.

21. **Schmidt, A. Th.** Zur Anatomie von *Cassytha filiformis* L. (Ibid., p. 178.)

Von besonderem Interesse sind die schleimerfüllten Hohlräume zwischen Bast und Leptom. Sie entstehen durch Desorganisation grosser Schleimzellen, in welche später die benachbarten Parenchymelemente thyllenartig hineinwachsen.

22. **Jenčič, A.** Beiträge zur Kenntnis der Bastfasern der Thymelaeaceen. (Ibid., p. 151.)

28. **Lopriore, G.** Appunti sull' anatomia di alcune ampelidee. (Bollett. dell' Accademia Gioenia di scienze naturali in Catania, fasc. LXVI, 1901, S.-A., 16 p.)

Die Ampelideen, so ungemein veränderlich in ihren äusseren morphologischen Merkmalen, besitzen doch einen äusserst einheitlichen inneren anatomischen Bau.

Verf. untersuchte die Querschnitte von Blättern, Ranken und Jahrestrieben von: *Ampelopsis brevipedunculata* (Maxim.) Khne., *A. aconitifolia* Bge., und deren var. *dissecta* Bge., *A. cordata* Mchx., *A. heterophylla* S. et Z., *Cissus acida* L., *C. discolor* Went., *C. pedata* Lam., *C. Veitchii* Khne., *Quinaria radicantissima* Khne. und *Q. quinquefolia* (L.) Khne.

Die Resultate der Untersuchungen fasst Verf. selbst folgendermassen zusammen:

1. Die anatomischen Merkmale der Gattungen *Ampelopsis*, *Cissus* und *Quinaria*, unter sich sehr wenig abweichend, reichen doch hin, eine Gruppierung der Arten in jede einzelne der drei Gattungen zu rechtfertigen.
2. Die Merkmale stimmen mit jenen der Lianen im allgemeinen überein, sofern die Gefässe weit sind, und im Stamme Collenchymstränge und unverholzte Parenchymlamellen verlaufen, die ein grösseres Torsionsvermögen verleihen.
3. Infolge von Wunden vermag sich der Holzring zu spalten und die anatomischen Elemente orientieren sich in zwei konzentrischen Ringen.
4. Als besondere Artmerkmale im einzelnen gelten: *Ampelopsis brevipedunculata* besitzt ein Phloëm im Halbkreise gestellte Zellen mit Kalkoxalatdrüsen, welche die Sklereïden des Hartbastes mit den Xylemplatten verbinden; bei *A. heterophylla* Riesenzellen mit Raphiden. Solla.

24. **Baldacci, A.** Osservazioni sulla struttura anatomica dell'asse simpodisforo e principalmente del cono vegetativo arrestato del Symphytum orientale. (Rendiconto Ac. Bologna, vol. IV, S. 74—78, mit 1 Dop.-Taf.)

Das sympodiale Achsengebilde von *Symphytum orientale* L. trägt an der Oberfläche zwei normale Rinnen; längs der tieferen derselben, die nach oben (oder innen) zu liegt, findet man auf verschiedenen Entfernungen eine Stachelspitze, welche als Rest einer abgestorbenen Hauptachse, für eine monopodiale Stamm-Entwickelung spricht (vgl. das Ref. in Bot J., XXI, II, 312).

Dieser Umstand steht in Übereinstimmung mit dem Verlaufe der Gefässbündelstränge im Innern des Stengels. In unmittelbarer Nähe der Stachel-

Digitized by Google

spitze ist der Bau der Achse normal und differenziert sich in: Oberhaut, Hypoderm, Collenchym, Gefässbündel und Mark. Alle Gewebe besitzen heterodiametrische und relativ grosse Elemente.

Die Oberhaut ist einreihig, die Aussenwand nur mittelmässig kutikularisiert, die Haare sind einzellig. Das in zwei Zellreihen gestellte Hypoderm ist chlorophyllführend und inhaltsreich. Das Collenchym ist stark entwickelt; an den Kanten besonders, und diese Collenchymgruppen grenzen nach innen mit tangential abgeplatteten Elementen, welche eine Endodermis simulieren, als Scheidewand zwischen jenen und den Elementen des Gefässsystems.

Die Gefässbündel liegen in einem nahezu regelmässigen Kreise; jedes Bündel wird von seiner Scheide umgeben; stark entwickelt ist das Cambium. Das Mark erfährt zuweilen im Centrum eine Resorption.

In die erwähnte Stachelspitze dringt aus zwei der nächsten Stränge je eine Spur hinein, um aber hier einen verworrenen und gebogenen Verlauf zu nehmen, so dass man an demselben ganz deutlich das gezwungene Wachstumshemmnis erkennen kann. In dem unteren Teil haben diese Spuren Xylemelemente innenwärts und Phloëmelemente auswärts; von ihnen gehen andere Gefässbündelspuren hufeisenförmig ab, um sich in einzelne Fasern aufzulösen, welche das Parenchymgewebe ganz durchziehen, bis sie sich in die Membran der Elemente verlaufen, mit denen sie in Berührung kommen (? Ref.). Die Oberhaut der Stachelspitze zeigt kleinere, isodiametrische Zellen, von denen die meisten sich zu Trichome ausbilden; die Hypodermis besteht aus polyedrischen dickwandigen, unregelmässig angeordneten Elementen. Solla.

25. **Baldacci, A.** Ricerche sulla struttura della foglia e del caule della Forsythia europaea. (Mem. Ac. Bologna, ser. V, t. 8, S. 481—490, mit 2 Taf.)

An den Blättern von *Forsythia europaea* Dez. et Bald. bemerkt man eine einschichtige Oberhaut, dünnwandig und nur bei den Randzellen mit stark verdickter Aussenwand; auf der Oberseite überdies von einer zarten Kutikula überzogen. Spaltöffnungen kommen nur auf der Unterseite, regellos verteilt, vor. An den Randzähnchen befinden sich Wasserporen. Auf der Blattunterseite und längs der Blattstielrinne kommen Köpfchenhaare vor. Dagegen fehlen der Spreite die an jungen Sprossen auf Stamm und Blattstiel vorkommenden Borstenhaare, die kegelförmig, sehr klein und einzellig sind. Das Mesophyll bietet keine Besonderheit dar.

Im Blattstiele verläuft ein neutrales Gefässbündel, mit stark entwickeltem Xylem, und zu beiden Seiten je ein kleineres, nach innen konkaves Bündel. Ringsherum kommen tangential abgeplattete Sklerenchymbündel vor, welche dem centralen Strang auch in der Mittelrippe des Blattes, nicht aber auch in den Nebenrippen, begleiten.

Die Oberhaut des jungen Stammes ist jener des Blattstieles gleich. Das Rindenparenchym differenziert sich frühzeitig in ein Chlorenchym und ein Phloëoterm. Beide Gewebe werden von Intercellularräumen und -gängen reichlich durchzogen. Das Protoplasma des Phloëoterms ist dicht, mit grossen Körnchenhaufen versehen und umschliesst stets einen Kern. Der Pericyklus, der schon in zwei Wochen alten Stämmen ersichtlich ist, besitzt kleine, dünnwandige und nicht verkorkte Zellen. Die Gefässbündel zeigen nichts besonderes, das Mark ist anfangs reichlich entwickelt, wird aber allmählich, vom Centrum aus, resorbiert und der Stengel wird hohl.

Das Periderm entsteht regelmässig und zwar bildet sich das Phellogen schon im ersten Jahre in den Oberhautzellen aus. Gleichzeitig werden in den

Digitized by Google

längsverlaufenden Spaltöffnungen die Lenticellen-Initialen angelegt. Lenticellen kommen jedoch auch nach vorgerückter Ausbildung auf den Blattstielen vor.

Das sekundäre Holz erscheint in ungleich breite Zonen, von unregelmässiger Umrandung gegliedert; die Gefässe sind einfach oder treppenartig verdickt, das Holzprosenchym zeigt behöfte Tüpfel und spiralige Verdickungen der Wände. Solla.

26. **Baccarini, P.** Appunti sull' anatomia delle Epacridee. (*N. G. B. J., IX, 81—114, mit 8 Taf.)

Das Untersuchungsmaterial war vorzüglich von Herbarexemplaren gegeben, die anatomischen Untersuchungen beschränken sich auf Laub und Stamm.

Blatt. Die Epidermiszellen der Epacrideen-Blätter sind durch eine starke sekundäre Verdickung gekennzeichnet, welche nicht bei allen Arten eine gleichförmige ist. Die Verdickungsschichten sind stark verholzt. Verschleimungen konnte Verf. nur bei *Leucopogon gracilis* und *L. striatus* (auf *Sprengelia* zurückzuführen) nachweisen. Die Zellwände sind auch reichlich gestreift und von zahlreichen Porokanälen, welche nach dem Lumen zu sich trichterförmig erweitern, quer durchsetzt, selbst auf den Aussenwänden. Wahrscheinlich dürften diese Kanälchen einer rascheren Leitung des sich vermutlich innerhalb der Schichten ansammelnden Wassers dienen. Das Grundgewebe besteht vorwaltend aus dünnwandigen Palissadenzellen ohne Poren, die eine recht verschiedene Verteilung zeigen. Meistens schliessen die Elemente lückenlos aneinander, doch findet sich bei einigen Arten auch das Schwammparenchym stark entwickelt; dann bilden die innersten Palisadenschichten becherförmige Zellen aus (*Prionotis cerinthoides*, *Cosmelia rubra* etc.).

Die Blattrippen werden von starken mechanischen Hauben bald auf der Rückenseite oder beiden Seiten begleitet, nur die dünneren Seitenrippen sind davon frei.

Die Rippen kennzeichnen sich durch relativen Mangel an Tracheiden und Gefässen, sie besitzen dafür mehr Leitungsparenchym. Zuweilen kommen als Gefässbündelscheiden Zellen vor, die bei anderen Arten im Grundparenchym liegen, welche reich an Kalkoxalat sind; *Prionotis cerinthoides* und vielleicht nur wenige andere Arten sind davon frei. Solche Kalkoxalatzellen bezeichnet Verf. als Speicherapparat (im Sinne Vuillemins, 1892) und hält dafür, da sie einer mechanischen Funktion dienen, nicht ausgeschlossen, dass sie zugleich auch als Durchleuchtungsapparat (Penzig, 1887) fungieren.

In den Blättern fehlt im allgemeinen ein Wasserreserve-Apparat, nur bei Arten mit stengelumfassenden Blättern gelangten an geeigneter Stelle weite chlorophyllfreie oder -arme Zellen mit dünnem Plasmaschlauche zur Entwickelung.

Die Spaltöffnungen liegen an der Oberfläche, selten in besonderen Vertiefungen zwischen den Rippen mit Haaren oder Papillen.

Der Stamm besitzt eine Oberhaut, entsprechend jener der Blätter, welche gewöhnlich spaltöffnungsfrei ist.

Im Innern beginnt die Kambiumtätigkeit noch vor einer Differenzierung der Phloëm- und Xylem-Initialen. Aus dem Perizyklus gehen zahlreiche mechanische Gebilde hervor, welche manchmal von Fasern mit gehöften Tüpfeln dargestellt werden; ferner ein darunterliegendes Parenchym, welches von den tieferen Schichten aus sich erneuert und allmählich den Charakter und den Bau eines Wasser-, später eines Korkgewebes annimmt.

Digitized by Google

In den Bündeln herrschen Fasertracheïden über alle übrigen Xylemelemente vor. Ferner sind Wasserzellen vorhanden, die mittelst netzigen Querwänden oder mittelst feinster Löcher mit einander kommunizieren.

Die Markstrahlen besitzen prosenchymatischen Charakter.

Häufig und bei vielen Arten sogar charakteristisch sind auch im Holze die Kalkoxalatzellen, besonders im Phleoterm. Holzparenchym, abgesehen von den Markstrahlen, fehlt nahezu ganz; nur bei *Trochocarpa laurina*, *Richea Gunnii* und verwandten, *Dracophyllum Urvilleanum*, *Epacris longiflora* wurde para- und peritracheales Parenchym vorgefunden. Tyllenbildung nur in einem jungen Zweige von *Leucopogon microphyllus*.

Die Jahrringe sind sehr undeutlich. Auch fand Verf. bei keiner Art eine Differenz zwischen Splint- und Kernholz.

Durch die genannten Merkmale ist die Familie zwar hinreichend charakterisiert, aber keines derselben ist ihr ausschliesslich eigentümlich, kein einziges ist allen Vertretern gemeinsam. Einige der Merkmale, sind wahrscheinlich mehr Anpassungsmerkmale geographischer Natur. Solla.

27. **Geremicca, M.** Note preliminari morfo-istologiche su la Janulloa aurantiaca. (Bollettino Soc. di Naturalisti in Napoli, ser. I, vol. XV, 1902, p. 61 bis 76, mit 3 Taf.)

Nach einer morphologischen Darstellung der normalen Blüte von *Juanulloa (Portaea) aurantiaca* Otto et Dietr. (Solanaceen), beschreibt Verf. einige Blütenmissbildungen und gibt einige summarische Angaben über den histologischen Bau von Stengel, Blatt und Blüte.

Die Epidermis besitzt stark verdickte Aussenzellwände und von Porenkanälen durchsetzte Seitenwände; jene des Blattstieles ist übereinstimmend mit der Oberhaut des Stengels, das Epithel der Krone führt einen gelben Saft voll von winzigen gleichgefärbten Plastiden im Zellinhalte.

Spaltöffnungen kommen auf der Unterseite der Blattorgane vor, auf Blattstielen und Stengeln sind sie selten. Die Nebenzellen haben keine Bedeutung. Sehr formenreich und stark entwickelt ist die Behaarung (gegliedert, verzweigt und zusammenhängend gestielt und Übergangsformen).

Die Gefässbündel dieser Pflanze sind bikollateral. In den Blütenboden dringen fünf Stränge ein, welche durch Spaltung bald zu 10 werden, während in die Kelch- und Kronenblätter je 8 Stränge eintreten.

Collenchym ist besonders in den Blattstielen stark entwickelt, weniger im Stengel und Blütenstielen.

Das Assimilationsgewebe enthält Stärkekörner und Kalkoxalatkristalle und wird von einzelnen Sklerenchymzellen oder -Gruppen durchzogen, doch fehlen die Sklerenchymelemente den Blättern.

Die Nektarscheibe besteht aus einem lückenreichen Gewebe von rundlichen Zellen. Das Hypoderm hat eine dunkelbraune Farbe.

Der gelbe Farbstoff der Perianthorgane färbt sich mit Mineralsäuren grün, mit Ammoniak nur leicht und vorübergehend grünlich. Er bietet offenbar Analogien mit dem Xanthophyll und dem Carotin dar. Solla.

28. **van Tieghem.** Le cristarque dans la tige et la feuille des Ochnacées. (Bull. Mus. d'hist. nat., 1902, p. 266.)

Vergl. das Referat im Abschnitt: Morphologie der Zelle.

29. **van Tieghem.** Sur la préfloraison des Ochnacées. (Bull. Mus. hist. nat., 1902, p. 278. Vergl. Bot. Centralbl., Bd. 90, p. 158.)

Digitized by Google

Merkwürdige, leitbündelfreie Emergenzen auf Kelch- und Kronenblättern fast aller Ochnaceen.

80. **Kraemer, N.** The pith cells of Phytolacca decandra. (Torreya, vol. II, 1902, p. 141.)

81. **Novak, Th.** Beiträge zur Morphologie und Anatomie von *Adoxa moschatellina*. Böhmisch. Prag, 1902.

Referat im Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 545.

32. **Winton, A. L.** Anatomie der Kulturvarietäten der Hirse. (Zeitschr. f. Untersuch. der Nahrungs- u. Genussm., 1903, Bd. VI. p. 887.)

Betrifft Besenmohnhirse (*Andropogon Sorghum* var. *technicus*), Zuckermohnhirse (*A. Sorghum* var. *saccharatus*), Kaffernkorn (*A. Sorghum*), Weissen Milomais (*A. S.*), Durrha und Gelber Milomais (*A. S.* var. *durra*).

b) Ontogenetische und phylogenetische Anatomie.

88. **Wright, H.** Observations on Dracaena reflexa Lam. (Ann. Roy. Bot. Gard. Peradenyia, vol. I, 1901, p. 165.)

Nicht gesehen. Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 156.

Mitteilungen über die Entstehung der primären und sekundären Gewebe bei verschiedenen *Dracaena*-Arten.

34. **Tison, A.** Sur le mode d'accroissement de la tige en face des faisceaux foliaires près la chute des feuilles chez les Dicotylédones. Caen, 1902.

Von einigen wenigen Ausnahmen abgesehen werden nach dem Blattfall die Holzteile des Blattbündels zerrissen, an der Bruchstelle geht das Kambium der Achse hindurch. Oft erfolgt der Bruch erst sehr spät — je nach der Schnelligkeit des Dickenwachstums und anderen Wachstumsfaktoren.

35. **Daguillon, Aug.** Observations sur la distribution des poils à la surface de la tige chez quelques espèces herbacées. (Rev. gén. de Bot., 1902, T. XIV, p. 289.)

Untersuchungen über die Verteilung der bekannten Haarleisten (bandelettes pilifères).

Bei *Veronica hederaefolia* komnt Verf. zu dem Resultat, dass jedesmal, wenn in der Achsel eines Blattes (Keimblattes oder Laubblattes) ein Zweig zur Entwickelung kommt, das unmittelbar darüber liegende Internodium des Hauptsprosses über dem achselsprosstragenden Blatt eine Haarleiste trägt, dem auf der entgegengesetzten Seite eine zweite gegenübersteht.

Ähnliche Verhältnisse bei *Veronica Chamaedrys* und zum Teil auch bei *V. arvensis*.

Bei *Stellaria media* trägt der Hauptspross über jedem achselsprosstragenden Blatt eine Haarleiste, dem eine zweite auf dem ersten Internodium des Achselsprosses gegenübersteht.

Unzweifelhaft bestehen bei diesen und einigen verwandten Gewächsen Beziehungen zwischen der Haarleistenverteilung und der Verzweigung.

36. **Ternetz, Ch.** Morphologie und Anatomie der *Azorella Selago* Hook. fil. (Botan. Zeitg., 1902, Bd. LX, p. 1.)

Die Epidermis der Blattunterseite ist scheinbar zweischichtig, da die unterste Schicht des Mesophylls epidermisähnliche Ausbildung erfährt. Es folgen auf die Epidermis mehrere Lagen verholzter prosenchymatischer Zellen. Collenchym nur im Blattstiel.

Die Achsenteile bestehen vorwiegend aus Parenchym; nur die Gefässe zeigen verholzte Wände. Im Xylem Ring- und Spiralgefässe neben Parenchym.

Digitized by Google

Das Dickenwachstum der Achse wird vermittelt durch ein Cambium, in späteren Stadien der Entwickelung wird es abnormal. In dem Masse, als durch die Tätigkeit des Cambiums und des Phellogens der Achsendurchmesser sich vergrössert, erleidet das primäre Gewebe eine Desorganisation und liefert eine schleimige Füllsubstanz. Im Phloëm legen sich die radialen Zellreihen in Windungen; die dabei entstehenden keilförmigen Spalten enthalten später die gleiche schleimige Füllsubstanz — sobald die Desorganisation auch den sekundären Bast ergriffen hat. — Ausserdem bilden sich innerhalb des Holzkörpers meristematische Zonen, die zur Bildung eines dünnwandigen Parenchyms führen. Die Holzplatten werden dabei weit von einander abgerückt; später werden durch weitere Zerklüftungsvorgänge auch die einzelnen Segmente zerteilt und auseinander gerückt. Später bilden sich in dem von den Meristemen gelieferten Parenchym neue Kambien, die Xylem und Phloëm produzieren. So findet man auf Querschnitten älterer Stammteile eine wechselnde Zahl von Kambiumzonen, wodurch vorübergehend eine Annäherung an Polystelie erreicht wird. Dieses Bild geht später wieder verloren, da im Hauptstamme und in den Seitenästen erster Ordnung auch die abnormal entstandenen Holzbastkörper sich wieder zerklüften. Ähnliche Wachstumsvorgänge in der Wurzel.

Es folgen einige Angaben über Wundheilung.

37. **Chauveaud, G.** Passage de la position alterne à la position superposée de l'appareil conducteur avec destruction des vaisseaux centripètes, primitifs dans le cotylédon de l'Oignon (Allium cepa). (Bull. du Mus. d'hist. nat., 1902, p. 52. Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 675.)

Mitteilungen über die Vermittelung zwischen Wurzelstruktur und Keimblattstruktur. Der Titel enthält bereits eine kurze Inhaltsangabe.

38. **Chauveaud.** Sur le passage de la structure primaire à la structure secondaire dans le haricot. (Ibid., 1901, p. 28. Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 20.)

39. **Chauveaud.** Sur le passage de la disposition alterne des élements libériens et ligneux à leur disposition superposée dans le Trocart (Triglochin). (Ibid., 1901, p. 124.) Referat im Bot. Centralbl., Bd. 90, 1902, p. 20.

40. **Bouygues, H.** Structure, origine et développement de certaines formes vasculaires anormales du pétiole des Dicotylédones. (Act. Soc. Linn. Bordeaux, vol. LVII [6. sér., t. VII], 1902, p. 41.)

Die Arbeit bringt schätzenswerte Beiträge zur Kenntnis der Anatomie und Histogenese des Blattstiels.

Bei vielen Dikotyledonen bilden die Leitbündel auf dem Blattstielquerschnitt einen Ring; die Entwickelungsgeschichte zeigt, dass die Teile dieses Rings verschiedenen Ursprungs sind: zunächst bildet sich ein (auf dem Querschnitt) halbkreisförmiges „Leitbündelmeristem“ (méristème vasculaire primitif), zu dem dann als obere, gleichsam schliessende Platte, ein méristème supplémentaire tritt. Letzteres entsteht fast immer aus der innersten Schicht der Rinde. An der Basis des Blattstiels unterbleibt die Bildung des Supplementär-Meristems, desgleichen in unmittelbarer Nachbarschaft der Spreite. In dem „Leitbündelmeristem“ („primitiv“ oder „supplémentaire“) entstehen die Procambialstränge, aus diesen die endgültigen Gefässbündel. Bei der Gewebsdifferenzierung der letzteren treten die von Bonnier beobachteten Xylem- und Phloëmpole auf (vergl. Jahresbericht 1900).

Digitized by Google

Verf. unterscheidet drei Arten von Gefässbündeln:

1. faisceaux fusiformes — die gewöhnliche Art,
2. faisceaux rayonnées — sternförmige Gefässbündel, d. h. solche mit sternähnlich gelapptem Querschnittsbild,
3. faisceaux concentriques — d. h. solche, die aus mehreren konzentrischen Lagen verschiedenartiger Gewebe sich zusammensetzen.

1. Faisceaux fusiformes entstehen stets in grosser Anzahl aus dem Primitivmeristem; sie sind bogenförmig angeordnet, der Bogen zeigt oben eine rinnenartige Einsenkung („gouttière"): der bilaterale Bau des Blattes spricht sich in diesen Bauverhältnissen sehr deutlich aus. Diejenigen, die sich entwickelungsgeschichtlich aus dem Méristème surnuméraire ableiten, zeigen sehr verschiedenartige Anordnung; sie bilden die bereits erwähnte Schlussplatte über dem Bogen des Primitivmeristems, wenn im Blattstiel die Leitbündel einen Ring bilden; sie vereinigen sich in anderen Fällen derart mit einander, dass sie den konzentrischen Bündeln ähnlich werden, jedoch den Phloëmteil innen aufweisen (pseudofaisceaux concentriques inverses).

2. Faisceaux rayonnées. — Eine seltene Form; man findet sie nur bei den Umbelliferen und bei Cruciferen mit dicken Stielen (*Brassica oleracea*): Phloëm und Xylem sind in sternartigen Platten angeordnet (1—5 Strahlen). Jeder der Strahlen gleicht einem „faisceau fusiforme"; die Entwickelungsgeschichte zeigt aber, dass das Ganze aus einem Prokambialstrang sich ableitet. Die sternförmigen Bündel liegen meist isoliert in homogenem Parenchym. Ihre Entwickelungsgeschichte wird ausführlich beschrieben. Pseudo-faisceaux rayonnées entstehen durch Vereinigung mehrerer gewöhnlicher Leitbündel um ein Centrum; sie leiten sich entwickelungsgeschichtlich von mehreren Prokambiumsträngen ab (*Platanus*, Blattstielbasis mancher *Potentilla*-Arten, *Geum*, *Pirus* u. a.).

3. Faisceaux concentriques sind noch seltener und wenig konstant in ihrem Auftreten (*Alchemilla*, *Saxifraga sarmentosa*, Blattstielbasis von *Phlomis*, Blattstielmitte von *Liquidambar* u. a.). Ihr Auftreten wechselt bei verschiedenen Individuen der nämlichen Species. Jedes der centrischen Bündel besteht aus einer Scheide, Pericykel-Phloëm, Phloëm, Holz und Mark: mindestens die beiden äusseren Zonen sind zusammenhängend und nicht von Markstrahlen durchzogen. Die Entwickelungsgeschichte der konzentrischen Bünde wird ausführlich geschildert. Verf. macht auf die Übereinstimmung zwischen ihnen und den Stelen von *Primula* und *Gunnera* aufmerksam. Pseudo-faisceaux concentriques entstehen durch Vereinigung mehrerer gewöhnlicher Leitbündel. Faisceaux hémi-concentriques, bei welchen auf einer Seite Xylem und Phloëm unentwickelt geblieben, Scheide und Pericykel aber stets vollkommen ausgebildet sind, kommen bei zahlreichen Pflanzen vor.

41. **Bouygues.** Sur l'origine et la différenciation des méristèmes vasculaires du pétiole. (C. R. Acad. Sc. Paris, 1902. T. CXXXIV, p. 488.)

Sehr übersichtliche Zusammenstellung seiner Resultate betreffend die Meristeme im Blattstiel.

Vergl. im einzelnen das obige Referat über die ausführliche Arbeit des Verf.

42. **Bertrand, C.-Eg.** und **Cernaille, F.** Les chaînes de divergeants fermés et d'apolaires des Filicinées. (Ibid., p. 248.)

43. **Bertrand, C.-Eg.** und **Cernaille, F.** La pièce quadruple des Filicinées et ses reductions. (Ibid., p. 377.)

Digitized by Google

44. **Chauveaud, G.** De l'existance d'éléments précurseurs des tubes criblés chez les Gymnospermes. (C. R. Acad. Sc. Paris, 1902, T. CXXXIV, p. 1605.)

Vor den echten Siebröhren entwickeln sich bei den Gymnospermen im Phloëm röhrenartige Elemente mit dünnen Wänden ohne besondere Merkmale, allmählich folgen solche, welche hie und da kleine Siebfelder auf ihren Wänden zeigen. Verf. spricht diese Elemente als „précurseurs des tubes criblés" an.

45. **Chauveaud, G.** Développement des élements précurseurs des tubes criblés dans le Thuja orientalis. (Bull. Mus. Hist. nat., 1902, p. 447.)

Nicht gesehen! Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 578.

46. **Maige, A.** und **Gatin, C.-L.** Sur la structure des racines tuberculeuses du *Thrincia tuberosa*. (C. R. Acad. Sc., 1902, T. CXXXIV, p. 302.)

In Wurzelknollen von *Thrincia tuberosa* kommen dadurch zustande, dass sich um jedes primäre Xylembündel ein neues kreisförmiges Meristem, mit dem „pôle ligneux (Bonnier)" als Mittelpunkt, bildet. Diese Meristeme produzieren nach aussen sekundäres Parenchym mit gruppenweise gestellten Sekretzellen, nach innen Parenchymzellen, die meist zartwandig bleiben, zum Teil aber auch zu Gefässen werden.

47. **Vuillemin, P.** Le bois intermédiaire. (C. R. Acad. Sc. Paris, 1902, vol. CXXXV, p. 1867.)

Nach Schilderung des anatomischen Baues der Wurzel von *Gentiana ciliata* schlägt Verf. vor, als „bois intermédiaire" diejenigen xylematischen Bildungen zu bezeichnen, die durch ihren Ursprung, durch ihre Stellung und ihre Entstehungsfolge vom primären und sekundären Holz sich unterscheiden.

48. **Schoute, J. C.** Über Zellteilungsvorgänge im Kambium. (Verh. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam [II. Sectie], Deel IX, No. 4, 1902.)

Nach eingehender Würdigung der Untersuchungen von Raatz gibt Verf. eine Kritik der alten, auf Sanio zurückgeführten Auffassung vom „Cambium", des Begriffs der „Initiale" usf. und kommt dabei zu folgenden Resultaten:

Bei Coniferen lassen sich sowohl im Stammescambium als auch im Korkcambium Initialen nachweisen. Bei den Dikotylen fehlen sie nur in den jugendlichen Stadien einiger Stammescambien und bei einigen Korken. Bei den Monokotylen fehlen die Initialen im Stammescambium anfangs immer, treten aber später auf. Im Korkcambium fehlen sie dauernd (Ausnahme: Monstera). Dem Initialenkambium stellt Verf. das Etagenkambium gegenüber: bei letzterem fehlt die kontinuirliche radiale Anordnung, und die Zellenordnung lässt bei ihnen erkennen, dass sich mehrere primäre Zellschichten an dem Aufbau des Cambiums beteiligt haben. Da die alte Definition (Sanio) hiernach nicht mehr auf alle „Cambien" passt, definiert der Verf. das Cambium als „eine ein oder mehrere Zellen breite Gewebezone, in der fast nur durch tangentiale Wände Teilungen stattfinden, in den meisten Fällen mit grosser Lebendigkeit. Von den so entstandenen Zellen erleiden die äusseren oder die inneren oder beide eine Ausbildung, wobei weitere Teilungen in diesen Zellen aufhören. Falls nun die Zellausbildung an beiden Seiten des Cambiums stattfindet, wird das Cambium fortwährend neu gebildet von den Descendenten einer einzigen Zellschicht, wir haben dann also ein Initialencambium. Wenn aber nur an einer Seite Zellausbildung stattfindet, können zwei verschiedene Fälle vorkommen. Wenn der „Verbrauch" der Zellen gerade ebensoschnell vor sich geht, als deren „Produktion", wie bei den phellodermlosen Korken,

Digitized by Google

so ist das Cambium ebenfalls ein Initialencambium, weil es auf die Nachkömmlinge einer einzigen Zellschicht beschränkt bleibt. Wenn aber der „Verbrauch" an Zellen die „Produktion" an Schnelligkeit übertrifft, haben wir ein Etagencambium. Die Ausbildung der Zellen überholt dann sozusagen die Zellvermehrung. Soll das Cambium sich dennoch behaupten, so müssen ihr auf andere Weise Zellen zugereiht werden und tatsächlich sehen wir dann an der anderen Seite immer primäre Zellen sich dem Cambium anschliessen, ganz ohne Rücksicht auf die morphologische Natur dieser Zellen."

An der Hand seiner neuen Definition vom Cambium kritisiert Verf. die bisher übliche scharfe Unterscheidung zwischen primären und sekundären Geweben, die ihrerseits von der Sanioschen Initialentheorie beeinflusst scheint. Ein scharfer Unterschied besteht nicht, es finden sich Übergangsstufen. Gewisse primäre Gewebe lassen sich entwickelungsgeschichtlich auf echtes Initialcambium zurückführen (Xylem und Phloëm der primären Gefässbündel der Dikotylen, auch bei vielen Monokotylen), andererseits entstehen die erst gebildeten sekundären Gefässbündel von *Cordyline* durch die Tätigkeit eines Etagenkambiums. Auch der andere Unterschied, dass die „sekundären" Gewebe durch fast ausschliesslich tangentiale Teilungen entstehen, die „primären" durch Allwärtsteilung im Vegetationspunkt, trifft nicht durchweg zu: viele Parenchyme von monokotylen Stengeln werden gebildet von Etagencambien, die in der Spitze liegen, und werden gleichwohl zu den primären Geweben gerechnet. Verf. kommt zu dem Schluss: „Es gibt also keine anatomische Trennung dieser beiden Gewebearten. Das sekundäre Wachstum ist einfach ein spezieller Fall, der überall in der Pflanze vorhandenen Eigenschaft, dass die Zellvermehrung vermittelst eines Kambiums in dem von mir gebrauchten Sinne stattfinden kann." Den einzigen Unterschied liefert die Berücksichtigung der Physiologie der Gewebe: sekundäre Gewebe sind diejenigen, die nach beendetem Längenwachstum der Organe entstehen.

49. **Col.** Sur les relations des faisceaux médullaires et des faisceaux dits surnuméraires avec les faisceaux normaux. (J. de Bot., 1902, T. XVI, p. 284.)

Die „überzähligen" Gefässbündel in Rinde und Mark gehen nach oben — oft auch nach unten — in Gefässbündel von normaler Lagerung und Orientierung über. Tatsächlich überzählige Gefässbündel scheinen nur bei den Cucurbitaceen, vielleicht auch den Umbelliferen und Polygonaceen aufzutreten.

Nach Verlauf, Orientierung usw. unterscheidet Verf. eine Reihe verschiedenartiger Typen, die zum Teil für die Systematik verwertbar zu sein scheinen, zum Teil aber ohne Beziehungen zur systematischen Stellung der Gewächse sind.

50. **Lonay, H.** Recherches anatomiques sur les feuilles de l'Ornithogalum caudatum. (Act. Mém. Soc. roy. Sc. Liége, 1902, T. IV, Série III.)

Ausführliche Angaben über die Sprossbildung bei *Ornithogalum caudatum*, über die Bulbillen, die Keimung, die Entwickelung des Blattes. Die Histogenese des Mesophylls, der Verlauf der Gefässbündel u. a. werden geschildert.

51. **Pirotta, R.** Origine e differenziazione degli elementi vascolari primari nella radice delle Monocotiledoni. I. (Rend. Lincei, XI, 49—52.)

In den Wurzeln der überwiegend grösseren Mehrzahl von Monokotylen sind zweierlei Gefässe, durch Herkunft und Bau von einander verschieden. Die einen sind radial gestellt, die anderen befinden sich auf der Innenseite jener, im centralen Teile des Wurzelkörpers. Die centralen Gefässe, verschieden an Zahl, haben eine verschiedene Lage: entweder ganz im Centrum

Digitized by Google

(dann vornehmlich nur ein einziges axiales Gefäss), oder im Kreise angeordnet, oder ganz unregelmässig zerstreut.

Während van Tieghem — nebst Nägeli, Leitgeb u. a. — anfangs eine Scheidung der zweierlei Gefässe nicht annahm, gab er viel später, für einige Monokotylen wenigstens zu, dass die centralen Gefässe (extraligneum) von den radiären unabhängig sich von den Markzellen durch direkte Differenzierung gebildet haben. Gleichzeitig bestätigte Cerulli Irelli, dass die centralen und markständigen Gefässe in keinem Zusammenhange mit den radiären stehen. Was auch O. Nicolai für einige Gräser angegeben hatte, wurde später auch noch von Chauveaud und von Buscalioni bestätigt gefunden.

Der Bau des Scheitelkegels ist nicht bei allen Monokotylenwurzeln ein gleicher, er ist sogar erheblich verschieden. Bei allen — die Luftwurzeln nicht ausgenommen — ist jedoch das Plerom wohl ausgebildet. Bald differenziert sich dieses, normal, in drei Teilungsgewebe; nämlich in ein äusseres, aus dem das Perikambium hervorgehen wird, ein unmittelbar sich daran anschliessendes, das das prokambiale Parenchym entwickelt, und endlich in ein inneres, welches das centrale Parenchym zur Entstehung bringt. In allen drei Geweben, aber namentlich in dem zweiten und dritten, gelangen Gefässelemente zur Ausbildung; in dem prokambialen Parenchym regelmässig, im centralen Parenchym gewöhnlich regellos.

Im prokambialen Parenchym entstehen die Elemente der radiären Gefässe, welche für die Wurzel im allgemeinen charakteristisch sind und in gleichen Abständen verlaufend, bei vollendeter Ausbildung, im Kreise stehen mit den Siebröhren abwechselnd und von diesem durch Elemente des Grundgewebes getrennt.

Die im centralen Parenchym entstehenden centralen Gefässe sind meist in grosser Anzahl vorhanden, durch Lage, Form, Grösse und Bau gewöhnlich von den radiären verschieden, bilden sich zuerst aus. Wenn auch nur ein axiles Gefäss vorkommt, so ist es dieses, welches sich als erstes zeigt. Sie differenzieren sich aus den Initialzellen nahe am Scheitel des Pleroms; wenn ihrer aber sehr viele sind, dann differenzieren sich die späteren erst in einiger Entfernung von jenen Initialzellen. Sie bilden sich rasch aus, treten aber trotzdem in centrifugaler Folge, wenn auch nicht immer ganz regelmässig, auf. Die Embryonalzellen des centralen Parenchyms, inhaltsreich und in lebhafter Teilung begriffen, stellen letztere ein, um sich gar bald zu Gefässelementen auszubilden.

Die Elemente der radiären Gefässe differenzieren sich viel später, und stets nach dem Auftreten der Phloëmbündel. Von jenen Elementen entstehen stets zunächst die innersten, die übrigen folgen centrifugal der Reihe nach; die ersteren sind auch grösser, während die peripheren die kleinsten sind. Auch die Verholzung schreitet in gleicher Weise vor; doch geht die Lignifikation der radiären jener der centralen Gefässe voraus. Zuweilen verholzt aber auch das Grundparenchym des Centralcylinders. Solla.

52. **Pirotta, R.** Origine e differenziazione degli elementi vascolari primari nella radice delle Monocotiledoni. Nota II. (Rend. Lincei, XI, 158—162.)

Der Ursprung und die Differenzierung der Gefässelemente zeigen sich recht klar auf Querschnittsreihen durch die Vegetationsspitze der Wurzeln.

Unmittelbar am Scheitel der Wurzel, unterhalb der Haube, ist das Plerom von wenigen ziemlich gleichförmigen Zellen gebildet, die an dichtem

Digitized by Google

körnigen Cytoplasma sehr reich und mit einem grossen Kerne versehen sind. Diese Zellen setzen ihre Teilung fort, so dass in einiger Entfernung zwei Gruppen von Embryonalzellen das Plerom zusammensetzen; eine centrale, mit polyedrischen grossen Elementen und eine periphere, mit kleineren weniger regelmässigen und in aktiver Teilung begriffenen Zellen. Aus der ersten Gruppe geht das centrale Parenchym hervor, aus der zweiten das prokambiale Parenchym und der Pericykel.

Weiter vom Scheitel entfernt beginnt im centralen Parenchym die Differenzierung der Mutterzellen für die centralen Gefässelemente. Im einfachsten Falle vergrössert sich eine mittelständige Zelle stark über die anderen; ihr Plasma wird von Vakuolen durchsetzt, so dass es allmählich durchsichtiger und weniger tingierbar wird. In anderen Fällen sind es wenige bis mehrere Zellen, die, im centralen Parenchym verschieden verteilt, zu Initialen der centralen Bündel werden. Die Differenzierung erfolgt dann gleichzeitig oder viel häufiger successive und nicht ganz regelmässig, doch aber, der Hauptsache nach, in centrifugaler Reihenfolge.

Die Initialen können sich noch weiter teilen, bald hört aber der Teilungsprozess, nachdem Cytoplasma und Kern verschwunden sind, auf, und es bilden sich dann allmählich die Dauerelemente des Gefässes oder der Gefässe aus. Kurz darnach beginnen einige Zellen des inneren Prokambium-Parenchyms, an bestimmten Stellen und meistens in gleichen Abständen, sich zu vergrössern und in analoger Weise zu differenzieren. Sie werden zu ersten Elementen der Gefässbündelstrahlen, so dass ihr Ursprung also ein innerer ist. Zu jener Zeit sind die den Pericykel zusammensetzenden Elemente noch in Teilung begriffen. Die weiteren Elemente der Gefässbündelstrahlen differenzieren sich nachträglich und ziemlich rasch in centripetaler Folge, sind aber bedeutend kleiner und stossen an den Pericykel, wenn sie nicht — zuweilen — in diesem selbst vorkommen. Die Wände dieser äusseren radialen Elemente verdicken sich und verholzen gar bald, noch vor der Verholzung der Gefässwände.

Durch Längsschnittreihen lassen sich die gemachten Studien nur bestätigen. Nur bemerkt man hier Zellreihen in gerader Streckung, wenn es sich um mediane Gefässbündel handelt, dagegen auf Bogenlinien nach aussen und unten für die peripheren Bündel. Die Zellen dieser verschiedenen Reihen teilen sich durch tangentiale Wände und vergrössern sich; ihr Cytoplasma wird von Vakuolen durchsetzt und wird immer durchsichtiger. Nachher verlängern sie sich stark, wenn auch ihre Wände dünn bleiben.

Das prokambiale Parenchym des Pleroms setzt mittlerweile die Quer- und Längsteilung seiner Zellen fort. Nur nachdem die Initialzellen der grossen Gefässe leer geworden sind oder nahezu, beginnen jene in centrifugaler Reihenfolge sich zu vergrössern und in die Länge zu strecken.

Die Strahlen schwanken von zwei bis sehr viele; ebenso ist die Zahl und Natur der Elemente, die sie zusammensetzen, verschieden. Die mehr peripheren sind Tracheïden, die inneren sind gewöhnlich Zellfusionen oder Tracheen. Bezüglich der centralständigen Gefässe lassen sich folgende Typen aufstellen, die durch allerhand Übergangsformen in einander verlaufen:

1. Ein einziges axiles Gefäss (einige Gramineen, Cyperaceen, Liliaceen etc.);
2. mehrere bis viele in einem Kreise, rings um das centrale Parenchym gestellte Gefässe; im Centrum noch ein axiles Gefäss oder gar keines (einige Iridaceen, Araceen, Commelinaceen etc.);

Digitized by Google

3. zahlreiche mehr oder weniger unregelmässig zerstreute Gefässe (gewisse Palmen, Liliaceen, Cyclanthaceen, Taccaceen etc.);
4. zerstreute Gefässgruppen, oft mit Siebröhren gemengt (*Bambuseae, Musaceae, Pandanaceae* etc.).

Die Monokotylenwurzeln sind in der Regel polyarch, selten diarch oder oligarch.

Diese Studien unterstützen G. Bonniers Ansicht über die Bildung der Elemente des centralen Cylinders in Wurzel und Stamm nicht. Solla.

58. **Worsdell, W. C.** The evolution of the vascular tissue of plants. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIV, p. 216.)

Den einfachsten Typus der Stelenbildung sieht Verf. in der Protostele: einfacher Xylemcylinder, umgeben von Phloëm. Auf einer weiteren Stufe tritt in der Mitte ein Markcylinder hinzu. Es folgt die Solenostele mit innerem und äusserem Phloëm und der dialystele Typus, bei welchem die einfache Stele in mehrere sich auflöst. Die kollateralen Bündel der höheren Pflanzen werden abgeleitet vom dialystelen Typus (Reduktion des inneren Phloëms).

54. **Worsdell, W. C.** The nature of the vascular system in the stem of certain Dicotyledonous orders. (Ann. of Bot., 1902, vol. XVI, p. 599.)

Die Ausbildung des Centralcylinders, wie er die Dikotylen kennzeichnet, leitet Verf. ab von dem durch zerstreute Bündelanordnung gekennzeichneten Typus. Deutlich wird diese Verwandtschaft in den Blatt- und Blütenstielen.

c) Physiologische und ökologische Anatomie.

55. **Sperlich, A.** Beiträge zur Kenntnis des Inhaltsstoffe in den Saugorganen der grünen Rhinanthaceen. (Beih. z. Botan. Centralbl., 1902, Bd. XI.)

Das hyaline Gewebe in den Haustorien entsteht durch Teilungen in der dem Nährobjekt zugekehrten Region des Perikambiums und der Endodermis. Tracheïden fehlen meist dann, wenn das Saugorgan an einem Nährobjekt festsitzt, dem eine regere Durchströmung mit Wasser und Nährstofflösungen abgeht. Erst eine stärkere Flüssigkeitsbewegung scheint ihre Ausbildung zu bedingen.

Die Haustorien von *Melampyrum* erzeugen an geeignetem Substrat stets einen keilförmigen Haustorialfortsatz, in welchem sich unregelmässig verdickte Zellen als Fortsetzung der zu einer Platte angeordneten Tracheïdenreihen des Haustorialknopfes differenzieren. Erst die Endzellen des Fortsatzes verlängern sich pilzmycelartig.

Vergl. auch das Referat im Abschnitt „Morphologie der Zelle".

Das hyaline Gewebe scheint eine Bildungsstätte für Baumaterial zu sein, Verf. schreibt ihm die Bedeutung einer Drüse zu. Nach der Fruchtreife werden in demselben Gewebe die Reservematerialien aufgestapelt.

56. **Faber, E.** Experimentaluntersuchungen über die Entstehung des Harzflusses bei Abietineen. (Dissertation Bern, 1901.)

Beiträge zur Anatomie der Harzgänge. — Die blasenähnlichen Rindenbeulen von *Abies* erweitern sich nicht lysigen. — Vergl. Ref. No. 81.

57. **Poulsen, V. A.** Nogle anatomiske Studier. (Videnskabelige Meddelser fra Naturhistorisk Forening i Köbenhavn, 1902, p. 231—248, 8°, mit 4 Tafeln.)

Digitized by Google

I. Über einige endodermlose Wurzeln. Eine Untersuchung der Luftwurzeln von *Canarium commune* L. ergab, dass dieselben vollständig einer Endodermis entbehrten. Auch fand sich hier das seltene Phänomen, dass das Kambium die äusseren Partien der Gefässstrahlen von den innern absprengen. Auch die Luftwurzeln der Liane *Tinospora crispa* Miers waren endodermlos. Die Anatomie der Pflanze, die kurz studiert wurde, weicht von der von *T. cordifolia* nicht wesentlich ab. Bei den Luftwurzeln von *Cissus sicyoides* L. war die Endodermis oft undeutlich entwickelt, oft fehlte sie sogar ganz.

II. Die Blattdrüsen bei *Erythrochiton brasiliensis* waren zwar klein, aber auf frischem Material doch leicht nachzuweisen. Sie finden sich stets unter einem, vermutlich zeitweilig als Hydathode fungierenden Haar. Eine Sekretionsspalte wie sie Haberlandt bei andern Rutaceen beschrieb, war nicht vorhanden.

III. Blattdrüsen entstehen durch Einstülpung auf der Oberfläche von *Fagraea obovata*. Sie secernieren wie diejenigen von *F. littoralis* Zucker und fettes Öl, letzteres nicht in Übereinstimmung mit den Angaben von Zimmermann.

IV. Extraflorale Nektarien und ihre Entwickelungsgeschichte bei *Marcgravia umbellata* L. wurden studiert. Die Nektarien werden frühzeitig angelegt, durch das Wachstum des Blattes in eine braunenartige Vertiefung hineingesenkt. Das Nektarienepithel ist epidermalen Ursprungs. Porsild.

58. **Simon, S.** Der Bau des Holzkörpers sommer- und wintergrüner Gewächse und seine biologische Bedeutung. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, vol. XX, p. 229.)

Sommergrüne Pflanzen streben caeteris paribus eine grössere Ausbildung des Speichersystems an als entsprechende nahe verwandte wintergrüne Arten. Ist ein besonderes Äquivalent für das wintergrüne Blatt vorhanden (assimilierende Stengelgewebe oder dergl.), so ist die Förderung des Speichergewebes gering oder fehlt ganz.

Bei den wintergrünen Pflanzen herrscht das Festigungsgewebe vor.

Im Gegensatz zu den sommergrünen Pflanzen stehen die wintergrünen durch die regelmässige Verteilung der Leitungsbahnen und des Festigungsgewebes im Holzkörper.

59. **Fabricius, M.** Beiträge zur Laubblattanatomie einiger Pflanzen der Seychellen mit Berücksichtigung des Klimas und des Standortes. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 304.)

Verf. unterscheidet mehrere Gruppen von Pflanzen:

1. Hohe Bäume des Waldes mit freier Krone,
2. Unterholz,
3. Bodenpflanzen,
4. Epiphyten und
5. Bewohner offener Standorte, — deren Anatomie eingehend geschildert wird.

Als charakteristisch für alle Seychellenpflanzen erkennt Verf. die dicken Aussenwände der Epidermiszellen und die kleinen Kutikularleisten der Schliesszellen.

Fast alle Seychellenpflanzen zeigen den Bau hygrophiler Pflanzen, xerophil sind nur die Epiphyten.

60. **Jönsson, B.** Zur Kenntnis des anatomischen Baues der Wüstenpflanzen. (Lunds Univ.-Arsskr., 1902, Bd. XXXVIII.)

Digitized by Google

Dem Bot. Centralbl., 1908, Bd. 92, p. 2 entnehmen wir folgendes.

Zur Ansammlung und Aufspeicherung des Wassers dient in verschiedenen Formen die Schleimbildung bei den Wüstenpflanzen. Die Wände der Epidermiszellen sind vielfach verschleimt. Schleimkork findet Verf. bei *Haloxylon*, *Eurotia*, *Calligonum*, *Halimodendron* u. a.; es wechselt schichtenweise mit gewöhnlichem Kork ab. Der Schleimkork ist sehr quellungsfähig, wird nach Sprengung des Schutzkorbes blossgelegt und nimmt reichlich Wasser in sich auf. Korkreaktion gibt der Schleimkork nur dann, wenn er erst spät oder gar nicht frei gemacht wird. Schleim findet Verf. auch im Wassergewebe und in den Wasserzellen der Assimilationsorgane (*Haloxylon*, *Calligonum*, *Nitraria*). Es findet sich in der primären, sekundären Rinde und im Mark.

Bei *Halimodendron* wird die sekundäre Rinde sehr mächtig und nimmt spongiöse Beschaffenheit an. Sie wirkt als Wasserspeicher, als Schutzmittel gegen extreme Temperaturen und ist reich an Reservestoffen.

Die Salzausscheidung und Salzansammlung ist in den peripherischen Teilen deutlich durch den Zuwachs des Wassergewebes wird Platz für die sich vermehrenden Salze geschlaffen, durch wiederholte Korkbildung werden sie aus der Pflanze ausgeschieden (vergl. Referat über Areschong!).

Gerbstoffidioblasten sind sehr reichlich in den Wüstenpflanzen zu finden, besonders in den Geweben, deren Entwickelung abgeschlossen ist. Gleichzeitig mit den Idioblasten und neben ihnen treten Kristallschläuche auf.

Die Assimilation wird durch Bildung sekundären Chlorophyllgewebes gefördert. Die oberflächlichen Gewebe bleiben lange erhalten.

Bei Exemplaren von *Halimodendron* u. a., die im Kopenhagener Garten kultiviert wurden, vermisste Verf. die Bildung des Schleimkorkes. Daneben liessen sich eine Reihe weiterer Abweichungen vom Normalbefunde konstatieren.

61. **Swanlund, J.** Die Vegetation Neu-Amsterdams und St. Pauli in ihren Beziehungen zum Klima. (Dissertation Basel, 1901.)

Betrifft *Phylica nitida*, *Plantago Stauntoni*, *Juncus effusus*, *Scirpus nodosus*, *Spartina arundinacea*, *Poa Novarae*, *Holcus lanatus*, *Trisetum insulare*, *Agrostis difficilis*, *Blechnum australe*, *Aspidium coriaceum*, *Lomaria pennamarina*.

Die anatomischen Charaktere sind ziemlich wechselnd. Fast allgemein bei den genannten Pflanzen zu finden ist die dicke Aussenwand der Epidermiszellen (bis 18 μ), die Verteilung der Stomata auf beiden Seiten (oft eingesenkt); bei den Gräsern liegen die Stomata auf den Flanken, nie am Grunde der Furchen, welche die Spreiten durchziehen (Aufhebung der Transpiration beim eingerollten Blatt), die Furchen selbst verschliessen sich bei Einrollung des Blattes durch kleine, in einander greifende Haarreihen. Gelenkzellen bei den Gräsern gleichzeitig Wasserspeicher. Mesophyll im allgemeinen fest gebaut; „Gürtelkanäle" (Tschirch) bei *Plantago Stauntoni*. Mechanisches Gewebe kräftig entwickelt, in wechselnder Form und Verteilung.

62. **Clauditz, Josef.** Blattanatomie kanarischer Gewächse mit Berücksichtigung von Standort und Klima. (Dissertation Basel, 1902.)

63. **Gerhard, G.** Beiträge für Blattanatomie von Gewächsen des Knysnawaldes an der Südküste des Kaplandes mit Berücksichtigung des Klimas. (Dissertation Basel, 1902.)

Betrifft *Ochna arborea*, *Apodytes dimidiata*, *Ilex capensis*, *Pterocelastrus variabilis*, *Elaeodendron croceum*, *Celastrus acuminatus*, *Platylophus trifoliatus*,

Digitized by Google

Curtisia faginea, Plectronia obovata (Canthium obovatum), Olea laurifolia, Gonioma Kamassi, Nuxia floribunda, Ocotea bullata, Podocarpus elongata, P. Thunbergii.

Austrocknende Wirkung des Windes: Als Schutzmittel wirken die lederartige Beschaffenheit der Blätter, die glänzend glasartige Decke, die Behaarung, Wandverdickung der Haut, mehrschichtige Epidermis und Hypodermbildung, Reduktion der Intercellularen, Einsenkung der Stomata usw.

Mechanische Wirkung des Windes: Ausbildung der sklerotischen Hypodermfasern, Verstärkung des Blattrandes (Collenchym, Bastbündel).

Trotz der Bodenfeuchtigkeit zeigen die Pflanzen einen xerophilen Charakter.

64. **Buck, P. D.** Beiträge zur vergleichenden Anatomie des Durchlüftungssystems. (Dissertation Freiburg i. Schw., 1902.)

Bei *Ranunculus acer* findet Verf. einen neuen Spaltöffnungstypus: äussere und innere Gelenke fehlen, die Innenwand der Nachbarzelle stark verdickt.

Weiterhin werden die Verschiedenheiten der Spaltöffnungen an der nämlichen Pflanze behandelt, die Stomata an unterirdischen Pflanzenteilen u. a.

Beim Schwammgewebe der Monokotyledonen findet Verf. eine bevorzugte Streckungsrichtung der Zellen, welche bei den Dikotyledonen fehlt.

65. **Copeland, E. B.** The mechanism of Stomata. (Ann. of Bot., 1902, vol. XVI, p. 827.)

Verf. stellt eine Reihe von Typen für die Spaltöffnungen auf, je nach dem ob ihre Öffnung durch Formveränderung der Zellen oder durch Streckung ihrer Membranen oder durch beide Faktoren bedingt wird.

66. **Lepeschkin, Wl.** Die Bedeutung der wasserabsondernden Organe für die Pflanzen. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 42.)

Verf. kommt zu dem Resultat, dass die Hydathoden keine unentbehrlichen Organe der Pflanze sind. Die Bedeutung, die darin liegt, dass sie die Injektion der Intercellularräume verhindern, ist nicht gross, da nach Entfernung der Hydathoden und nach Erfüllung der Intercellularräume mit Wasser die Pflanzen nicht erheblich geschädigt werden: Atmung und Assimilation bleiben annähernd unverändert. Auch die Förderung der Wasserbewegung durch die Tätigkeit der Hydathoden ist nicht hoch anzuschlagen.

„Dementsprechend sehen wir, dass viele Pflanzen besonders konstruierte, wasserausscheidende Organe ganz entbehren und das Wasser bei stattfindender Injektion der Intercellularen aus den gewöhnlichen Spaltöffnungen secernieren."

67. **Meierhofer, N.** Beiträge zur Anatomie und Entwickelungsgeschichte der Utriculariablasen. (Flora, Bd. XC, 1902, p. 84.)

Die anatomische Struktur der Utriculariablasen zeigt im wesentlichen bei den einheimischen Arten dieselben Verhältnisse wie bei den tropischen Formen (Göbel).

Die Entwickelungsgeschichte wird für *U. vulgaris* genau beschrieben.

68. **Herzog, Jakob.** Über die Systeme der Festigung und Ernährung in der Blüte. (Dissert. Freiburg i. Schw.) (Mitteil. Naturforsch. Ges., Freiburg i. Schw. — Ref. im Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 688.)

Eine Anwendung des von Schwendener erforschten „mechanischen Prinzips" auf den Bau der Blüten. Bei aktinomorphen wie zygomorphen Blüten lassen sich nach Verf. verschiedene zweckmässige Beziehungen zwischen den mechanischen Verhältnissen bei Kelch und Krone erkennen. Bei den Papilionaceen finden sich Blüten, welche beim Besuch seitens der Insekten

Digitized by Google

eine einseitige mechanische Inanspruchnahme erfahren — sie zeigen „mechanische Symmetrie“ — und solche, bei welchen eine allseitige Inanspruchnahme erfolgt; die letzteren sind mechanisch radiär gebaut.

Im Androeceum und Gynaeceum erfährt das Phloëm eine geförderte Entwickelung im Vergleich zu den äusseren Blütenblattkreisen.

69. **Areschong, F. W. C.** Untersuchungen über den Blattbau der Mangrovepflanzen. (Bibl. Bot., 1902, Bd. LVI, 90 pp., 18 Tfln.)

Von den vielen Resultaten der inhaltsreichen Arbeit mögen im folgenden nur einige hervorgehoben werden.

Die Epidermis der Mangrovepflanzen ist meist ziemlich dick. Isolateral gebaute Blätter haben zumeist dünnwandige Oberhautzellen. Kutikularisiert sind entweder alle Wände der Epidermiszellen oder nur die Aussen- und Seitenwände oder nur die ersteren. Undulierte Formen sind selten. Das Hypoderm ist von der Epidermis meist scharf abgesetzt.

Die Spaltöffnungen der Mangrovepflanzen sind gewöhnlich gross und gut ausgebildet, mit hornförmig gebogenen Eingangsleisten. Meist sind auch Ausgangsleisten vorhanden, die zuweilen von dem unteren Teil der Nebenzellen ausgehen. Bei *Pemphis acidula* haben Schliesszellen und Nebenzellen Ausgangsleisten.

Assimilationsmesophyll. Schilderung des Palisadengewebes, das meist aus sehr schlanken Zellen besteht, und des Schwammparenchyms, das als Transpirationsorgan zu wirken scheint. Als korrektiv dient das stark entwickelte Hypoderm, das einen allzu starken Wasserverlust verhindert.

Schutz gegen Anhäufung der Chloride gewähren das Wassergewebe, die Speichertracheïden und die Schleimzellen. „Das überflüssige Wasser wird in solchen Geweben bezw. Gewebselementen, die sich nicht an der Assimilation beteiligen, abgeschieden und festgehalten und kann demgemäss keine schädliche Wirkung auf die gelegentlich assimilierenden Gewebe ausüben.“

Das Wassergewebe ist entweder rein hypodermal ausgebildet, oder nur im Innern des Blattgewebes anzutreffen — oder in beiden Formen gleichzeitig. Selten fehlt es ganz. Die Schleimzellen (*Rhizophora*) scheinen das Wasser aus dem Assimilationsgewebe und den Leitbündeln dem Wassergewebe zuzuführen. Auch die Sklereïden (*Rhizophora*) scheinen in Beziehungen zu dem Wassergewebe zu stehen.

Die Hydathoden scheinen chlornatriumhaltiges Wasser auszuscheiden. Sie treten auf in Form von mehrzelligen Drüsen, von Trichomen, Spaltöffnungen, umgewandelten Epidermiszellen und besonders häufig sog. „Lenticellhydathoden“. Letztere entstehen dadurch, dass die wasseraufspeichernden Gewebsteile durch eine Korkschicht von der Nachbarschaft abgetrennt werden und hiernach gänzlich zerfallen, so dass eine Spalte oder ein Loch entsteht. Die Anlage dieser Löcher beginnt meist in der Nähe der Stomata, setzt sich aber oft auch tiefer ins Wassergewebe fort; schliesslich können die Blätter völlig perforiert werden. Es folgt eine eingehende Besprechung der verschiedenen Mittel, welche den Transpirationspflanzen zum Schutz vor Chloridwirkung zur Verfügung stehen (gehemmte Transpiration, Speicherung und Isolierung des salzhaltigen Wassers, Ausscheidung).

Auf Grund der geschilderten anatomischen Charaktere lassen sich folgende anatomisch-biologische Gruppen aufstellen:

Digitized by Google

1. Blätter dorsiventral mit hypodermalem Wassergewebe wenigstens an der Oberseite *(Rhizophora, Ceriops Candolleana, Carapa obovata, Acanthus ilicifolius, Avicennia nitida* u. a.).
2. Blätter dorsiventral mit hypodermalem und innerem Wassergewebe *(Aegiceras majus, Bruguiera)*.
3. Blätter isolateral, aber ohne Stomata an der oberen Blattfläche und mit transpiratorischem Schwammgewebe *(Scolopia, Anona palustris, Excoecaria)*.
4. Blätter isolateral, Schwammparenchym zum Wassergewebe umgewandelt, Stomata fehlen oben *(Kandelia Rheedii)*.
5. Blätter isolateral, Stomata beiderseits, das Schwammgewebe wird schliesslich in ein Wassergewebe umgewandelt *(Sonneratia, Pemphis, Lumnitzera, Laguncularia, Conocarpus)*.
6. Blätter dorsiventral, zunächst ohne besonderes Wassergewebe; schliesslich wird das ganze Mesophyll zu solchem umgewandelt *(Derris, Herpestis)*.

Die Beschreibung der einzelnen Arten ist im Original nachzulesen.

70. **Holtermann, C.** Anatomisch-physiologische Untersuchungen in den Tropen. (Sitzungsber. Akad. Wiss., Berlin, 1902, p. 656.)

Auf sehr trockenen Standorten sammelte Verf. Pflanzen mit auffallenden anatomischen Charakteren (Aussenwände nicht verdickt, Stomata nicht eingesenkt).

Bemerkungen über den Laubfall bei tropischen Bäumen und über ihre blattlose Periode. Pflanzen, welche längere Zeit blattlos bleiben, zeigen deutliche Jahresringe.

Versuche über die Transpiration führten zu dem Ergebnis, dass die Gesamttranspiration einer tropischen Pflanze in 24 Stunden geringer ist als in Europa.

Hinsichtlich des Wassergewebes bemerkt Verf., dass bei Pflanzen von feucht-warmen Standorten das Wassergewebe aus dünnwandigen, kontraktionsfähigen Zellen besteht, bei Pflanzen von trockenen Standorten aus mehr oder minder dickwandigen Elementen. Verhalten der Mangrovepflanzen bei Kultur unter abnormalen Bedingungen.

71. **Zalenski, W. v.** Über die Ausbildung der Nervation in verschiedenen Pflanzen. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 488.)

Verf. stellt fest, dass die Länge aller Leitbündel auf die Flächeneinheit berechnet bei Pflanzen, die unter gleichen äusseren Verhältnissen treten, annähernd konstant ist. Die Summe aller Leitbündelstrecken ist um so grösser, je trockener der Standort — am geringsten ist sie bei Wasserpflanzen.

Unterschiede der nämlichen Art finden sich auch bei Pflanzen der gleichen Species, die unter verschiedenen äusseren Verhältnissen erwachsen sind.

72. **Kusano, S.** Studies on the parasitism of Buckleya quadriala B. et H., a santalaceous parasite and on the structure of its Haustorium. (J. Coll. Sc. Imp. Univ. Tokyo, vol. XVII, Article X, 1902.)

Buckleya quadriala ist in Centraljapan weit verbreitet und lebt auf *Cryptomeria, Abies, Chamaecyparis, Quercus, Carpinus, Rhododendron, Alnus, Ilex* u. a.

Schon an jugendlichen, einjährigen *Buckleya*-Pflanzen findet man die Wurzeln reichlich mit Haustorien versehen, die sich an die Wurzeln der Wirtspflanze heften; die Haustorien stehen entweder lateral oder terminal.

Die anatomische Untersuchung des Haustoriums führt zu dem Ergebnis,

Digitized by Google

dass „Haustorialkern“ und „Saugfortsätze“ nicht streng voneinander zu scheiden sind, beide Teile zeigen im wesentlichen dieselbe histologische Struktur.

Die Haustorien werden viele Jahre alt. Einjährige Haustorien messen im Durchmesser etwa 8—4 mm, ein etwa 20jähriges, auf *Abies* gefundenes Haustorium mass gegen 14 mm. Bei jugendlichen Haustorien zeigt der axile Teil auf Querschnitten die Form einer Ellipse, deren längere Achse parallel zur Längsachse der Wurzel orientiert ist. Das Dickenwachstum wird vermittelt durch ein Kambium, das sich an die Kambien der Mutterzelle und der Wirtspflanze anschliesst. Da es sich nicht nach allen Seiten hin gleich stark betätigt, rundet sich zunächst das Querschnittsbild des axialen Haustorienteils kreisförmig ab und wird später wieder elliptisch. Die lange Achse ist aber senkrecht zu ihrer ursprünglichen Richtung orientiert. In dem sekundären Holzgewebe sind Markstrahlen vorhanden. Die Rinde verändert sich wenig, Siebröhren konnten nicht mit Sicherheit nachgewiesen werden. Im sekundären Gewebezuwachs sind Jahresringe er kennbar. Die älteren (inneren) Teile des Xylems gehen allmählich zugrunde, indem die Wand der Gefässe sich zersetzt; die Lumina füllen sich dabei mit einer gelblichen Masse.

73. **Grélot, P.** Recherches sur les laticifères de la fleur des Convolvulacées. (Nancy, 1902.)

Dem Bot. Centralbl., 1903, Bd. 92, p. 83 entnehmen wir folgendes:

In der Blüte der Convolvulaceen finden sich Milchzellen von drei verschiedenen Arten:

1. Zellreihen mit Querwänden zwischen den einzelnen Zellen.
2. Isolierte Milchzellen, verkorkte Wand.
3. Zellfusionen, Cellulosewand.

Letztere Form ist die seltenste.

Die Verteilung der milchhaltigen Elemente in den Teilen der Blüte wird eingehend beschrieben.

74. **Baar, R.** Ein kleiner Beitrag zur Kenntnis der Milchröhren. (Lotos, 1902, Bd. XXII.)

Über die mikrochemischen Reaktionen der Milchröhrenwand, die Wundheilung der Milchröhren usw. Plasmodesmen an Milchröhren konnten nur selten nachgewiesen werden.

75. **Mirande, M.** Recherches physiologiques et anatomiques sur les Cuscutacées. (Thèse, Paris, 1900.)

Nicht gesehen! Bot. Centralbl., 1902, Bd. 92, p. 252.)

76. **Guignard, L.** Sur les Daniellia et leur appareil sécréteur. (C. R. Acad. Ic., Paris, 1902, vol. CXXXIV, p. 885.)

Von Interesse ist, dass bei *Daniellia* auch im Holz Sekretlücken auftreten. Unter den Leguminosen haben nur noch *Copaifera* und *Eperua* dergleichen Organe.

77. **Guignard, L.** Les Daniellia et leur appareil sécréteur. (J. de Bot., 1902, p. 69.)

78. **Schwabach, E.** Zur Entwickelung der Spaltöffnungen bei Koniferen. (Ver. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 1.)

Angaben über die Zellteilung und die Vorgänge der Membranverdickung, die zur Bildung der Schliesszellen führten *(Picea, Abies, Juniperus, Larix, Pinus)*. Auch an ganz jugendlichen Nadeln konnten keine offenen Spaltöffnungen

Digitized by Google

gefunden werden. Die Frage nach dem Mechanismus der Koniferen-Schliesszellen bleibt unbeantwortet.

79. **Irgang, G.** Über saftausscheidende Elemente und Idioblasten bei Tropaeolum majus L. (Akad. Wiss., Wien, 1902, Bd. 111, Abt. 1.)

Der Saft, der aus angeschnittenen Tropaeolumstengeln austritt, entstammt den jugendlichen, saftreichen Gefässgliedern, die auffallend lange unverholzt bleiben.

Schleimidioblasten in der Epidermis.

80. **Ducamp, L.** De la présence de canaux sécréteurs dans l'embryon de l'Hedera helix L. avant la maturation de la graine. (Congr. Assoc. franç. Ajaccio, 1901.)

Vergl. Referat im Botan. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 292.

d) Pathologische und experimentelle Anatomie.

81. **Faber, E.** Experimentaluntersuchungen über die Entstehung des Harzflusses bei Abietineen. (Dissertation Bern, 1901.)

Verf. gibt von seinen Untersuchungen, die auch manchen neuen Beitrag zur Anatomie des normalen Harzgänge von *Abies, Picea, Pinus, Larix* lieferten, folgendes Résumé.

Durch jede Verwundung, welche die Kambiumzellen verletzt, wird bei den Abietineen Harzfluss erzeugt. Dieser Harzfluss setzt sich zusammen aus einem primären, unmittelbar nach der Verwundung eintretenden und nur kurze Zeit anhaltendem Harzfluss . . . . sowie aus einem sekundären, dessen Sekret aus den in enormer Zahl entstehenden pathologischen Harzkanälen des nach der Verwundung . . . . neugebildeten Holzteiles stammt. Diese pathologischen Kanäle werden schizogen gebildet. Sie anastamosieren in der Tangentialebene, bilden ein zusammenhängendes Netz und ragen mit ihren offenen Enden in die Wunde hinein. In der Rinde werden keine pathologischen Harzkanäle gebildet, daher kann sich dieselbe am sekundären Harzfluss nicht beteiligen.

Der sekundäre Harzfluss hält solange an, bis die Wunde durch Überwallung geschlossen ist, da alljährlich in den neugebildeten Holzteilen neue pathologische Känale angelegt werden . . . . Ist die Wunde geschlossen, so hört der Wundreiz auf und die aus dem nun geschlossenen Kambiumring gebildeten Holzelemente sind wieder völlig normal. Pathologische Harzkanäle werden von da an nicht mehr angelegt.

Der Wundreiz äussert sich kräftiger in dem oberhalb der Wunde befindlichen Zweigteil als in dem unterhalb derselben. Infolgedessen werden oberhalb der Wunde zahlreiche und lange Kanäle, welche viel Harzbalsam absondern, unterhalb der Wunde weniger zahlreiche und kurze Kanäle mit geringerer Harzproduktion gebildet.

82. **Ricôme, H.** Action de la lumière sur des plantes étiolées. (Rev. gén. de Bot., 1902, T. XIV, p. 26.)

Verf. beschäftigt sich vorwiegend mit morphologischen Fragen, die Untersuchung der Gewebe führt zu folgenden Resultaten.

Die abnorm langen Zellen vieler etiolierter Pflanzen bleiben nach deren Verbringung ans Licht noch eine Zeitlang teilungsfähig.

Bei nur kurzer Dauer des Etiolements erreicht die Gewebedifferenzierung im Stengel einen leidlich hohen Grad, ohne den normalen erreichen zu können.

Digitized by Google

Nach Angabe des Verf. machen bei einigen Arten die Gewebe des Pericykels insofern eine Ausnahme, als sie aus zahlreicheren Elementen bestehen als bei den unter normalen Bedingungen erwachsenen Kontrollexemplaren. Die Blätter etiolierter, später ergrünter Pflanzen scheinen auf der Oberseite weniger, auf der Unterseite mehr Spaltöffnungen zu haben als die normalen Individuen. Die Palisadenzellen sind oft höher, aber enger, die Gefässbündel der Blattstiele zahlreicher als bei Blättern normaler Exemplare.

83. **Bonnier, G.** Cultures expérimentales dans la région méditerranéenne: Modifications de la structure anatomique. (C. R. Acad. l. c., Paris, 1902, vol. CXXXV, p. 1285.)

Vergleich zwischen den in Toulon und bei Fontainebleau erwachsenen Gewächsen (*Fagus, Castanea, Robinia, Tilia* u. a.).

Im Süden ist das Frühjahrsholz (März, April, Mai) besser entwickelt und reichen an Gefässen als bei den Exemplaren von Fontainebleau; auch sind die Gefässe vielfach weiter. Die Ursache liegt vielleicht in den reichlichen Frühjahrsniederschlägen im Mittelmeergebiet. Das im Süden erwachsene Sommerholz (Juni bis September) ist reicher an Libriformfasern und besteht oft nur aus solchen; bei Fontainebleau entstehen auch im Sommer noch zahlreiche Gefässe. Im südlichen Holz treten dagegen im Oktober oder November noch einige Gefässe auf, die Verf. auf die herbstliche Regenperiode zurückführt. Nicht zu verwechseln, hiermit sind die während der Bildung der Sommertriebe („sève d'août") entstehenden Gefässe der Fontainebleau-Pflanzen: Während dieser Zeit bilden die Toulon-Pflanzen nur mechanische Fasern. Das Parenchym in der Nähe der primären Xylemteile ist bei den Toulon-Pflanzen verholzt. Die Holzringe fallen ebenso wie die Pericykelgewebe bei den Toulonpflanzen üppiger aus als bei den nördlichen Exemplaren (Vegetationszeit in Toulon, 260, in F. 178 Tage!), die primäre Rinde dagegen ist an letzteren stärker.

Die Blätter der Toulon-Pflanzen sind $^1/_3$ oder $^1/_2$ mal dicker als die andern, die Palisaden länger, statt einer Schicht enthalten sie mehrere, die tertiären und quaternären Nerven springen stärker vor; die Stomata sind zahlreicher, das Sklerenchym kräftiger. Im Blattstiel zeigen sich änliche Unterschiede wie beim Stengel, entsprechend der verlängerten Lebensdauer und dem erhöhten Lichtgenuss. Blätter und Zweige zeigen an den Toulon-Pflanzen Anpassungserscheinungen, die eine Herabsetzung der Transpiration bezwecken: Stomata vertieft, Cuticula verstärkt u. a.

Verf. macht darauf aufmerksam, dass bei seinen Versuchspflanzen in Toulon dieselben Charaktere auftreten, welche die Vertreter der Mediterranflora im allgemeinen kennzeichnen.

84. **Perrot.** Sur une particularité de structure présentée par quelques feuilles d'un même pied d'Aristolochia Sipho. (Bull. Soc. Bot. France, 1902, Bd. XLIX, p. 78.)

Die oft beschriebenen Spreitenduplikaturen!

85. **Garjeanne, A. J. M.** Buntblättrigkeit bei *Polygonum viviparum*. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XIII, p. 208.)

Epidemische Buntblättrigkeit bei *Polygonum viviparum* (Stengel, Blätter, Inflorescenzen, Früchte.)

86. **Leneček, O.** Über eine merkwürdige Verwachsung eines Baumastes mit dem Stamme desselben Baumes. (Verh. Zool. Bot. Ges., Wien, 1902, Bd. LII, p. 165.)

Digitized by Google

87. **Tischler, G.** Über die Bildung von verjüngten Stämmchen bei alternden Weiden. (Flora, 1902, Bd. XC, p. 278.)

An alternden Kopfweiden bleiben zuweilen nur einzelne Längsstreifen der Rinde und des Splintholzes lebensfähig. An solchen Teilen wird eine lebhafte Holz- und Phloëmbildung angeregt. Das Holz überwächst durch Überwallung die älteren Teile des Splintholzes. Nach einigen Jahren berühren sich die Wundholzränder, nachdem das alte ursprüngliche Splintholz, das nun für diesen verjüngten Stamm zum Mittelpunkt geworden ist, so weit verwittert ist, dass der Zusammenhang mit dem etwa noch dahinter liegenden älteren Holz verloren gehen muss.

Die neuen Stämmchen können sich somit ganz vom Verband des Hauptstammes loslösen und erfahren später normales Dickenwachstum.

88. **Haberlandt, G.** Kulturversuche mit isolierten Pflanzenzellen. (Sitzungsbericht Akad. d. Wiss., Wien, math.-naturwiss. Kl., 1902, Bd. CXI, Abt. I, p. 69.)

Assimilationszellen aus den Hochblättern von *Lamium purpureum* hielten sich in Knopscher Nährlösung mehrere Wochen; die Chlorophyllkörner wurden immer kleiner und blasser und verwandelten sich schliesslich zu leukoplastenartigen Gebilden. Bei Zuführung von organischer Nahrung (5 % Rohrzucker) bleiben auch bei Kultur im Dunkeln die Chloroplasten normal gefärbt und nehmen gelappte Formen an. Die Chloroplasten isolierter Zellen von *Eichhornia crassipes* gehen zugrunde, wenn sie bei Beginn des Versuchs stärkefrei sind. Vielfach erfuhren die Zellen von *Lamium* u. a. Grössenzunahme oder lokale Membranverdickungen. Die Drüsenhaarzellen von *Pulmonaria* und Brennhaare von *Urtica* blieben in Nährlösungen lange am Leben; der Kern wurde allmählich kleiner, der Protoplast magerte allmählich ab.

89. **Vöchting, H.** Zur experimentellen Anatomie. (Nach d. k. Ges. d. wiss., Göttingen, 1902, Heft 5.)

Bei Kohlrabipflanzen, die aller Vegetationspunkte beraubt waren, sah Verf. die Blattkissen zu umfangreichen Gebilden anschwellen. Der Gewebezuwachs bestand aus reichlichem Phloëm und dünnwandigen Xylemelementen mit englumigen Gefässen. Auffallend war der hohe Calciumphosphatgehalt. Im normalen Holzkörper der Achse war das Kambium ebenfalls zur Produktion parenchymatischer, dünnwandiger Xylemelemente angeregt worden.

Bei ähnlichen Versuchen mit *Helianthus annuus* sah Verf. an den Wurzeln mancher Exemplare kleine Knöllchen entstehen.

An horizontal gelegten Wirsingstämmchen, die an der Spitze belastet waren, beobachtete Verf. excentrisches Wachstum, derart, dass an Stellen gesteigerter mechanischer Inanspruchnahme auf der Ober- wie Unterseite das Xylem sich besonders reichlich entwickelte.

90. **Wiedersheim, W.** Über den Einfluss der Belastung auf die Ausbildung von Holz- und Bastkörper bei Trauerbäumen. (Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot., 1902, Bd. XXXVIII.)

Verf. operierte mit Trauerbäumen verschiedener Art (*Fagus, Sorbus, Fraxinus, Corylus*), indem er ihre Gewebe unter dem Einfluss starken mechanischen Zuges sich entwickeln liess und die entstandenen Produkte mit den Geweben normal erwachsener Zweige verglich.

Es ergab sich bei allen Bäumen übereinstimmend, dass unter der Einwirkung künstlicher Belastung (mechanischer Zug) kürzere Holzzellen entstehen als unter normalen Verhältnissen: bei der Trauerbuche beispielsweise verhielten sich die Holzzellen der belasteten Zweige zu den der normalen wie 29,526

Digitized by Google

zu 88,224. Abnorm dicke Wandungen waren an den belasteten Zweigen niemals zu beobachten, der Grad der Verholzung und die histologische Zusammensetzung der Holzkörpers blieben ebenfalls normal. Dasselbe gilt im allgemeinen für die Ausbildung der Bastbündel; nur bei *Corylus avellana* var. *pendula* waren die Bastfasern in den belasteten Zweigen zahlreicher als in den normalen; die Steinzellen waren in belasteten und unbelasteten Zweigen gleich entwickelt.

91. **Laurent, J.** Influence des matières organiques sur le développement et la structure anatomique de quelques Phanérogames. (C. R. Acad. Sc., Paris, 1902, T. CXXX, p. 872.)

Mit steigernder Konzentration vergrössert sich das Zellenvolumen der Versuchspflanzen, besonders auffallend ist die Abweichung vom Normalen bei Glycerinkulturen: die Rindenzellen in Spross und Wurzel nähern sich mehr und mehr der Kugelform. Die Zahl der Zellenschichten ist bei allen Stoffen ungefähr dieselbe; die Teilungsvorgänge im Rindengewebe scheinen demnach unbeeinflusst zu bleiben. Glukose und Saccharose bedingen im allgemeinen stärkere Wandverdickung und kräftigere Verholzung; bei Erbse und Linse nimmt die Zahl der Holzfasern im sekundären Xylem zu, ihre Wand ist sehr dickwandig. Glukose führt zu reichlicher Stärkeanhäufung — auch bei Kultur im Dunkeln. Noch reichlicher finden sich die Stärkemengen bei Kultur in Glycerin, die dagegen keine so starke Verholzung gestattet und die Gewebedifferenzierung hemmt. Bei *Zea Mays* befördert Glycerin die Membranverdickung und die Verholzung; die Elemente des Pericykels u. a. verholzen frühzeitig.

92. **Gerneck, R.** Über die Bedeutung anorganischer Salze für die Entwickelung und den Bau der höheren Pflanzen (Dissertation, Göttingen, 1902.)

Eine Reihe von Pflanzen wurden unter verschiedenen Bedingungen, d. h. in Nährlösungen von verschiedener Zusammensetzung kultiviert. Am ausführlichsten wird der Weizen behandelt.

Bei *Triticum* entwickelte sich das Wurzelsystem reichlich in KNO_3 und $KNO_3 + CaCl_2$, die längsten Wurzeln wurden beobachtet in KCl, KH_2PO_4, $CaCl_2$ und besonders in $MgCl_2$. Reiche Wurzelhaarbildung fand statt in $Ca(NO_3)_2$, geringe Haarbildung in KNO_3. Bei Ernährung mit Chloriden und Phosphaten entwickelten sich Halme und Ähren früh, bei Ernährung mit Nitraten und Sulfaten spät, besonders in KNO_3 und $Ca(NO_3)_2$. Die Blattentwickelung wird gefördert in Chloriden sowie in N-freien Lösungen, langsam geht sie in Nitraten vor sich. Geringerer Chlorophyllgehalt wurde beobachtet bei Kultur in H_2O, KCl, NaCl und besonders in KH_2PO_4 und der N-freien Lösung. Chlorophyll in den Markzellen fand sich bei Ernährung mit KNO_3 und $KNO_3 + CaCl_2$; grösserer Chlorophyllreichtum bei Kalinitraten. Schwach verdickte Wurzelzellen fand Verf. bei Ernährung mit Nitraten, stark verdickte bei Ernährung mit Chloriden, Phosphaten, in N-freier Lösung und in Wasser. Die Aussenwände der Epidermis waren stark verdickt in Kalinitrat, in NaCl, $MgCl_2$ u. a., schwächer verdickt bei $NaNO_3$, $Ca(NO_3)_2$ und Na_2SO_4. Verholzung der Epidermis war am geringsten in Kalinitraten; desgleichen die des Blattsklerenchyms. Reiche Blattbehaarung entstand bei Kultur in $Ca(NO_3)_2$, $NaNO_3$ und Na_2SO_4; sie fehlte fast ganz bei KNO_3, $KNO_3 + CaCl_2$ und $CaCl_2$. In Kochsalzlösung bis 1,5% kann Weizen gedeihen und Samen ausbilden. Verdünnung der normalen Nährlösung und Zusatz von Kochsalz zur Nährlösung bedingen Verringerung der Wurzel- und Seitenwurzelzahl, schwächere Bestockung, lang-

Digitized by Google

samere Blattentfaltung, Abnahme der Blattbreite und Blattlänge, stärkere Verdickung der Wurzelzellhäute, Abnahme des Halmdurchmessers und der Blattdicke, stärkere Ausbildung der Gelenkzellen, Zunahme der relativen Bündelzahl in Halm und Blatt, der relativen Faserzahl im Blatt, Zunahme der Faserverdickung im Blatt. Kochsalz bedingt Zunahme des Chlorophylls, Auftreten von Chlorophyll im Mark, Vermehrung der Palisaden, stärkere Verdickung der Blattepidermis u. a. m. Keine der Kulturen mit normaler Nährlösung zeigte so lange Wurzeln wie die mit einzelnen Salzen. In den ersteren stellen die Primärwurzeln ihr Wachstum frühzeitig ein; in Lösungen der einzelnen Salze und in H_2O sind sie meist länger als die Beiwurzeln. — Minder ausführlich werden Hafer, Mais und Kresse behandelt.

98. **Probst, Otto.** Einfluss des Stickstoffes auf die Pflanzenentwickelung mit besonderer Berücksichtigung des Wurzelsystems. (Dissertation, Basel, 1901.)

Einige anatomische Ergebnisse sind am Schluss der Arbeit zusammengestellt (*Triticum* und *Pisum*).

94. **Kindermann, V.** Über die auffallende Widerstandsfähigkeit der Schliesszellen gegen schädliche Einflüsse. (Sitzungsber. Akad. Wiss., Wien, Bd. 111, Abth. 1, 1902.)

Widerstandsfähigkeit der Schliesszellen gegen Gifte verschiedener Art.

95. **Tuzson, J.** Über einen Fall doppelter Jahresringbildung. (Hövenytany Közlemenyek, Bd. I, 1902, p. 37.)

Doppelte Jahresringbildung infolge von Entlaubung der Bäume durch Frost (*Fagus*). Nach Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90,p. 385.

96. **Copeland, E. B.** Haberlandts new organ of Conocephalus. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIII, p. 300.)

Der Auffassung Haberlandts von den bekannten „neuen" Organen auf *Conocephalus* kann sich Verf. nicht anschliessen.

97. **Massart, J.** L'accomodation individuelle chez Polygonum amphibium. (Bull. Jard. Bot., Bruxelles, vol. I, 1902, p. 78.)

98. **Daniel, L.** Sur la valeur comparée du bourgeon terminal et des bourgeons latéraux dans la greffe en fente. (Trav. scientif. Univ. Rennes, 1902, T. I, p. 69.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 280.

99. **Daniel, L.** Nouvelles observations sur le greffage et la décortication annulaire. (Ibid., p. 57.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 260.

100. **Daniel, L.** Les variations specifiques dans la greffe ou hybridation asexuelles. (Congr. de l'hybridation de la Vigne, Lyon, 1901.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 324.

101. **Daniel, L.** Sur une modification produite chez le Scopolia carniolica à la suite de sa greffe sur Tomate. (C. R. Acad. Sc., Paris, 1902.)

102. **Kausch, C.** Über natürliche Kopulationen bei Waldbäumen. (D. Bot. Monatsschrift, 1902, Bd. XX, p. 21.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 501.

108. **Gauchery.** Notes anatomiques sur l'hybridité. (Assoc. franç., Ajaccio, 1902.)

Vergl. Bot. Centralbl., Bd. 90, p. 467.

Digitized by Google

3. Androeceum und Gynaeceum; Embryologie.

104. **Clos, D. H.** La théorie du pétiole dans la fleur. (Mém. de l'Acad. d. Sc., Inscr. et B.-L., Toulouse, Ser. X, T. I. 1901.)

Nicht gesehen. Vergl. Referat im Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 587.

Verf. stellt fest, dass die Filamente nicht den Blattstielen gleich zu setzen sind, letzteren scheinen manche Kelch- und Kronblätter zu entsprechen.

105. **Herzog, J.** Über die Systeme der Festigung und Ernährung in der Blüte. (Dissertation, Freiburg i. Schw., 1902.)

Referat oben No. 68.

106. **Dutailly.** Le staminode des Parnassia. (Assoc. franç. Congr., Ajaccio, 1902, p. 457.)

Nicht gesehen. Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 522.

107. **Gager, C. S.** The development of the pollinium and sperm-cells in Asclepias Cornuti Dec. (Ann. of Bot. 1902, vol. XVI, p. 128.)

Die Archesporzellen strecken sich senkrecht zur Organoberfläche, liefern eine Tapetenzelle und teilen sich hiernach in vier Zellen, wobei die Wände beide senkrecht zur Längsachse der Zelle stehen. Bei der Teilung wird die Zahl der Chromosomen reduziert. — Jede der vier Tochterzellen stellt eine Pollenmutterzelle dar.

108. **Jodin, H.** Sur la structure et le développement et de l'ovaire chez les Nolanées. (Ibid., p. 488.)

Vergl. Bot. Centralbl., Bd. 90, 1902, p. 528.

109. **Chifflot, J. B. J.** Contributions à l'étude de la Classe des Nymphéinées. (Ann. Univ. de Lyon, Nouv. Sér., fasc. X, 1902.)

Der umfangreichen und inhaltsreichen Studie, die sich mit der Anatomie des Androeceums und Gynaeceums befasst, entnehmen wir lediglich folgendes:

Die Rinde ist homogen, reich an Intercellularen, sie enthält eine Exodermis und ein oft sklereïdenreiches Parenchym.

In das Filament dringen drei Meristelen ein, das mittlere zeigt Xylemanteile von verschiedener Genese, das später gebildete leitet sich von den Parenchymelementen der Meristele ab, die direkt verholzen oder erst nach Teilung derart, dass beide Tochterzellen oder nur die untere verholzen. Der verholzte Teil ist in dem Antheren tragenden Teil stets besser entwickelt als im Filament. — Tanninzellen sind häufig, Haare und Stomata auf dem Androeceum selten.

Nur eine Lage fibröser Zellen (bei *Euryale* oft zwei).

Das Ovarium wird bei den Cabombaceen ohne weitere Zellteilungen zur Frucht. Bei den Nymphaeaceen radio-tangentiale Teilungen (bei *Euryale ferox* und *Brachyceras* = *Nymphaea* nur tangentiale). Das Mesophyll des Perikarp aussen kollenchymatisch, innen schwammig, vielfach Sklereïden. Die Appendices der Carpellblätter mit homogenem Mesophyll und frei von Sklereïden.

Die Narbe mit ein- oder vielzelligen Haaren, — letztere bei den *Eunymphaeaceen*.

Diskussion der systematischen Ergebnisse.

110. **Murbeck, Sv.** Über die Embryologie von *Ruppia rostellata*. (Kongl. Svenska Vetensk. Akad. Handlingar, 1902, Bd. XXXVI, No. 5.)

Entwickelung des Pollens. Wie bei den Angiospermen im allgemeinen besteht das Archesporium auch bei *Ruppia* ursprünglich aus einer einfachen Zellschicht, die durch die ersten tangentialen Teilungen in einigen

Digitized by Google

subepidermalen Zellen abgetrennt wird. Die primären Archesporzellen teilen sich sehr bald in verschiedene Richtungen, desgleichen die Schichtzellen und andere Nachbarzellen. Zwischen Epidermis und sporogenem Gewebe findet man hiernach vier Zellschichten, die äusserste bekommt später fibröse Wandverdickungen, die zwei mittleren bestehen aus tafelförmigen Zellen, die innerste wird zum Tapetum: ihre Zellen teilen sich noch ziemlich spät in verschiedenen Richtungen (doppelte Schicht Tapetenzellen). In den Pollenmutterzellen erfährt der Kern verschiedene Veränderungen vor den Teilungen: Synapsis (Moore) und Dolichonemastadium wurden beobachtet. Beide Strukturen gehören anscheinend verschiedenen Stadien an. Die Membran der Pollenmutterzellen ist auffallend dünn. Die Teilungen der Mutterzellen — Reduktion der Chromosome von 16 auf 8 — entsprechen dem heterotypischen und homoeotypischen Schema. Die so entstandenen Tetraden füllen den ganzen Antherenraum nicht aus, zwischen ihnen liegt vielmehr Plasma und zahlreiche Kerne aus den aufgelösten Tapetumzellen (die von Campbell bei *Zannichellia* beobachteten aufgelösten „Pollenmutterzellen" hält Verf. ebenfalls für Tapetenzellen). Kurz nachdem sich die Tetradenzellen gelöst haben, teilt sich der Zellenkern: Chromosomenzahl acht. Die Tapetenkerne persistieren noch während eines Teils der Zuwachsperiode der Pollenkerne, werden aber immer kleiner und immer mehr cyanophil. Noch während das Pollenkorn wächst, teilt sich die generative Zelle (Chromosomenzahl acht) und der Kern der vegetativen Zelle beginnt bereits, sich zu desorganisieren. Die Wand der reifen Pollenkörner ist sehr dünn.

Entwickelung des Embryosackes. Während die Tetradenteilung in den Pollenmutterzellen beginnt, teilt sich in den jugendlichen Samenknospen eine subepidermale „Initialzelle" periklin in eine obere Tapetenzelle und die untere Embryosackmutterzelle (keine Chromosomenreduktion!). Die Tapetenzelle teilt sich wiederholt durch antikline Wände. Eine interessante Anomalie wird beschrieben: statt der Tapetenzelle eine zweite Embryosackmutterzelle; die Abweichung war anscheinend dadurch hervorgerufen worden, „dass die Wand, welche die Initialzelle in zwei geteilt hat, sich nicht wie gewöhnlich periklin, sondern fast ganz antiklin gestellt hat. Von Interesse ist indessen, dass die Tapetenzelle in Zusammenhang hiermit sämtliche morphologische Eigenschaften der Embryosackmutterzelle angenommen hat" Vor der Teilung der Embryosackmutterzelle (wie bei den Pollenmutterzellen) Synapsis- und Dolichonemastadium. Reduktion der Chromosome auf acht. Beachtenswert ist die Stellung der Tochterzellen zu einander: Die beiden unteren Tochterzellen liegen über einander, die beiden oberen neben einander. Dieses Verhältnis — bei *Ruppia* konstant — ist nach Juel bei *Larix sibirica* vorherrschend. Ähnliche Zellenanordnung liegt vielleicht bei denjenigen Pflanzen vor, bei welchen von den Autoren bisher drei Tochterzellen angegeben wurden. Die unterste der Tochterzellen wird zum Embryosack. Die Befruchtung erfolgt anscheinend sehr rasch; der Pollenschlauch wächst intercellulär an sein Ziel.

Morphologie des Embryos. Hinsichtlich der morphologischen Deutung des Embryos schliesst sich Verf. der Anschauung Willes an.

111. **Murbeck**, Sv. Über Anomalien im Baue des Nucellus und des Embryosackes bei parthenogenetischen Arten der Gattung *Alchemilla*. (Lunds Univers. Arsskr., 1902, Bd. XXXVIII, Afd. II, No. 2.)

Fortsetzung der ausgezeichneten Untersuchungen des Verfs. über die Embryobildung bei verschiedenen Alchemillen.

Digitized by Google

Embryobildung von ausserhalb des sporogenen Gewebes gelegenen Zellen. Bei *Alchemilla pastoralis* wächst eine Zelle des Nucellus, die dem Embryosack anliegt, zu einem normal gebauten Embryo aus. Beachtenswert, dass hier der abnormale Embryo am unteren Teil des Embryosackes entsteht. Anscheinend ein ähnlicher Fall bei *A. acutangula*.

Embryobildung von einer Synergidenzelle. Ein überzähliger Embryo neben dem normalen, aus der Eizelle entstandenen wurde bei *A. alpina* beobachtet, seine Entstehung auf Umwandlung einer Synergide eine Eizelle zurückgeführt.

Überzählige Polkerne. Die vom Verf. beobachteten Fälle werden dadurch besonders interessant, dass es in verschiedenen Fällen gelang, die Herkunft der überzähligen Polkerne zu ermitteln: entweder es fehlten Antipoden- oder Synergidenkerne in den betreffenden Embryosäcken, so dass sich annehmen lässt, dass von diesen oder jenen ein oder mehrere Kerne „beweglich" geworden waren und den normalen Polkernen sich zugesellt hatten. Die höchste Zahl betrug fünf *(A. sericata)*: zwei normale Polkerne und drei Antipoden.

112. **Cook, M. Th.** Development of the embryo-sac and embryo of *Castalia odorata* and *Nymphaea advena*. (Bull. Torrey Botan. Club, 1902, p. 211.)

Entwickelung des Embryosacks. Eine Hypodermzelle liefert das Archespor (in einem Fall wurden zwei Archesporzellen gefunden). Die erste Tapetenzelle wird durch eine perikline Wand abgetrennt, es folgen weitere Zellteilungen in der Tapetenzelle von wechselnder Richtung (2—4 Tapetenzellen von verschiedener Lagerung). Die Embryosackmutterzelle führt zur Bildung nur eines entwickelungsfähigen Embryosacks (in einem Falle sah Verf. zwei entstehen). Der Embryosack streckt sich stark in die Länge; auffallend sein Stärkereichtum. Die Antipodenzellen sind klein und verschwinden, wenn die Polkerne fusionieren; gleichzeitig wird der Eiapparat deutlich. Nach der Befruchtung teilt sich der Endospermkern und — ähnlich wie bei *Sagittaria* (Schaffner) — bildet sich zwischen beiden Kernen eine Querwand. Der obere Kern führt durch rasche weitere Teilungen zur Bildung des Endosperms, der untere zur Bildung eines langen Haustoriums.

Der Embryo ist zuerst sphärisch und ungegliedert, später erscheint ein Keimblatt. Verf. will die Nymphaeaceen in die Nähe der *Najadales* gestellt wissen.

113. **Coker, W. C.** Notes on the gametophytes and embryo of *Podocarpus*. (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 89.)

Entwickelung des Pollenkorns. Das stärkereiche Pollenkorn von *Podocarpus coriacea* entwickelt zwei Prothalliumzellen. Diese gehen nicht so früh zugrunde wie bei den Abietineen. Die Veränderungen, die sie durchmachen, beginnen damit, dass das Cytoplasma der zweiten Prothalliumzelle seine Individualität aufgibt, mit dem der Pollenschlauchzelle sich mischt und seinen Kern frei werden lässt. Der Kern erfährt dabei zuweilen noch amitotische Teilungen. Die erste Prothalliumzelle pflegt später zugrunde zu gehen; in andern Fällen teilt ihr Plasma und ihr Kern das Schicksal der ersten Prothalliumzelle und gehen in dem Inhalt der Schlauchzelle auf. Die generative Zelle bleibt stets kenntlich an ihrem reichen Cytoplasmagehalt und der dichten Struktur des Kerns. Manche der geschilderten Erscheinungen — z. B. das Freiwerden des ersten Prothalliumkernes (andernfalls seine Fragmentation) — scheinen pathologischer Natur zu sein. Zuweilen können die Prothalliumkerne

Digitized by Google

selbst im Pollenschlauch sich noch wiederfinden. Verf. macht auf ähnliche als Ausnahmen für andere Gymnospermen beschriebene Fälle aufmerksam.

Der Pollenschlauch erreicht das Prothallium, bevor die Bildung der Archegonien beginnt. Er ist stärkefrei und entwickelt nur einen funktionsfähigen Geschlechtskern.

Weibliches Prothallium. Die Makrospore liegt tief im Nucellus; „spongy tissue" kommt nicht zur Entwickelung. Umgeben wird das Prothallium von gewöhnlichen vegetativen Zellen, von welchen die innersten sich desorganisieren. Die äusserste, epidermisartige, Schicht des ausgebildeten Prothalliums scheint als secernierendes Gewebe ausgebildet zu sein; sie fehlt an der Spitze des Prothalliums. In einem Fall wurden zwei Prothallien in einem Ovulum gefunden. Archegonien kamen nicht zur Ausbildung; statt dessen fand Verf. tracheïdenartige Parenchymzellen in ihnen, wie sie ähnlich in apogamen Farnprothallien auftreten.

Archegonien 6 bis 10 in jedem Prothallium. Die Zellen des Halses 2—25 und mehr. Die Bauchkanalzelle wird durch keine Membran von der Eizelle getrennt (desgl. bei *Taxodium)* und ist seitlich gelegen. Im reifen Archegonium liegen gewöhnlich zwei grosse Kinoplasmamassen, die eine am Eikern, die andere an der Basis des Archegoniums. Nach der Befruchtung fragmentiert sich oft der Kern der Bauchkanalzelle. Anscheinend dient die Bauchkanalzelle zur Ernährung des Embryos.

Embryo. Erst nach vier Teilungen des befruchteten Kerns entstehen Cellulosewände. Der Proembryo besteht aus drei Zellenlagen, oben 14 Zellen, die von einander durch Wände getrennt sind, darunter ebenso viel lange Schläuche und an der Spitze zunächst eine zweikernige Zelle, die sich später teilt. Zwischen der oberen und mittleren Zellenlage entsteht eine kräftige Celluloseplatte.

Die Podocarpeen erscheinen mit den Abietineen nahe verwandt.

114. **Hall, J. G.** An embryological study of *Limnocharis emarginata.* (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 214.)

Die hypodermale Archesporzelle gibt eine Tapetumzelle ab, ohne eine feste Querwand vor dieser auszubilden. Die Tapetumzelle wird später verdrückt; die über der Embryosackmutterzelle, die ohne weitere Teilung zum Embryosack wird, gelegene Epidermiszelle teilt sich durch eine Perikline und liefert so ein „falsches" Tapetum.

Der Kern des Embryosackes teilt sich; die Tochterkerne wandern an die Enden des Embryosackes. Oben entstehen nach Teilung des Kerns Eiapparat (mit Synergiden) und ein Polkern; der unten liegende Kern bleibt ungeteilt. Der am oberen Ende des Embryosackes entstandene Polkern wandert nunmehr nach dem Antipodenende des Sackes und teilt sich dort; zwischen den Tochterkernen entsteht eine Querwand im Embryosack (vergl. das Referat über die Arbeit von Cook!), die untere Zelle teilt sich nicht mehr und wird später von dem Endosperm verdrängt. Der obere Kern nähert sich wieder dem Eiapparat und liefert durch weitere Teilungen das Endosperm.

Der Embryo besitzt eine sehr grosse Suspensorzelle, die sich teilen und knospenartig Adventivembryonen (Polyembryonie) hervorsprossen lassen kann. Allerdings fand Verf. immer nur sehr jugendliche Stadien derartiger Embryonen und kann über ihr weiteres Schicksal nichts aussagen.

115. **Overton, J. B.** Parthenogenesis in *Thalictrum purpurascens.* (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 363.)

Digitized by Google

Parthenogenetische Entwickelung des Embryos, dessen Bau und Entwickelung nichts besonderes zeigt. Auffallend die grossen Antipoden des Embryosackes, deren Kerne sich fragmentieren.

116. **Webb, J. E.** A morphological study of the flower and embryo of Spiraea. (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIII, p. 451.)

Die Blütenorgane entstehen in folgender Reihenfolge: Kelchblätter, innere Staubblätter, Fruchtblätter, äussere Staubblätter, Corolla.

Die Mikrosporangien reifen vor den Makrosporangien; eine besondere Archesporzelle oder Archesporzellenplatte ist nicht erkennbar. Das Tapetum wird aussen von der sporogenen Zellenmasse abgetrennt.

Im Nucellus der Samenknospen entstehen mehrere Archesporzellen, welche nach oben Tapetenzellen abgeben. Die mittlere der Embryosackmutterzellen erfährt weitere Entwickelung; meist wird die unterste der Tochterzellen zum Embryosack, dessen Entwickelung nichts besonderes aufweist. — Die Entwickelung des Embryos entspricht den typischen Verhältnissen.

117. **Cook, M. T.** Polyembryony in *Ginkgo*. (Botan. Gazette, 1902, vol. XXXIV, p. 64.)

Polyembryonie wird konstatiert.

118. **Lloyd, F. E.** Vivipary in *Podocarpus*. (Torreya, 1902, vol. II, p. 113.)

119. **Karsten, G.** Über die Entwickelung der weiblichen Blüten bei einigen Juglandaceen. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 316.)

Untersucht wurden *Juglans regia*, *J. cordiformis*, *J. nigra*, *Pterocarya fraxinifolia*, *Carya amara*, *C. tomentosa*.

Es entstehen an den Samenknospen zwei Integumente, das äussere erscheint als ringförmiger, an einer Stelle durchbrochener Wall. Bei *Juglans* und *Pterocarya* scheint das äussere Integument dazu zu dienen, in frühen Stadien der Entwickelung „die später vom Embryosack resp. den Kotyledonen des Keimlings auszufüllenden Räume auszuformen und gegen Einwuchern andern Gewebes zu sichern". Später zerfällt das Gewebe des äusseren Integuments.

Der die Mittellinie des Nucellus bildende Zellstrang liefert die Embryosackmutterzelle, welche direkt oder nach Teilungen den Embryosack liefert. Zuweilen wurde mehr als ein Embryosack gefunden: liegen sie benachbart, so ist anzunehmen, dass von einer Embryosackmutterzelle mehrere Makrosporen geliefert wurden. In anderen Fällen liegen zahlreiche Zellenschichten zwischen den Embryosäcken: Verf. nimmt an, dass bei den Juglandaceen ein umfangreiches sporogenes Gewebe vorliegt, von welchem aber nur spärliche Zellen weitere Entwickelung erfahren.

Bei *J. regia* und *J. nigra* vereinigen sich die Polkerne anscheinend sehr spät. Bei alten, unbefruchteten Samenknospen lagen sie fest angepresst neben einander, eine Verschmelzung war aber nicht eingetreten. Wiederholt fand Verf. in befruchteten Anlagen drei Endospermkerne; er erklärt den Befund dadurch, dass in diesen Fällen der zweite generative Kern sich nur mit einem Polkern vereinigt, und dass der erste so gebildete Endospermkern sich bereits geteilt habe. Verf nimmt an, dass die Vereinigung eines Pollenschlauchkernes mit einem Polkern auch den zweiten Polkern zur Teilung anzuregen vermöge.

Bei der Befruchtung dringt der Pollenschlauch durch das äussere Integument in den Nucellus ein.

Die systematische Stellung der Juglandaceen wird im letzten Kapitel behandelt. Verf. hält ihre Stellung unter den niedrigsten Gruppen der

Digitized by Google

Dikotyledonen für die richtige. — Seine Beobachtungen führen dazu, den phylogenetischen Anschluss der Angiospermen an die Gymnospermen durch *Gnetum Gnemon* sich vermittelt zu denken. Nach Verf. ist gleichzustellen der

Gnetum-Embryosack	=	dem angiospermen E.
Prothallium im unteren Teil	=	Antipoden
Eikerne	=	Eizelle und Synergiden
Endospermkerne	=	Polkerne resp. Embryosackkern
Auslösung der Embryo- und Endospermbildung durch die Befruchtung mindestens zweier Eikerne	=	Auslösung für Embryoentwickelung durch Befruchtung der Eizelle. — für Endospermbildung durch „vegetative Befruchtung".

Für das Auftreten der vegetativen Befruchtung lässt sich das entsprechende Vorbild vielleicht darin finden, dass im Gnetum-Embryosack theoretisch immer zwei der nackten Eizellen befruchtet werden müssen.

120. **Shibata. K.** Die Doppelbefruchtung bei *Monotropa uniflora* L. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 61.)

Auch bei *M. uniflora* liess sich der Vorgang der „doppelten Befruchtung" studieren. Die Vereinigung der beiden Polkerne erfolgt früher oder später je nach den äusseren Bedingungen. Die im Zimmer gehaltenen Exemplare zeigten verspätete Kernfusion. Verf. führt die Erscheinung auf die höhere Temperatur zurück.

Im Pollenschlauch fanden sich zwei stark färbbare Körperchen (wie sie Land bereits bei *Silphium* und *Erigeron* beobachtete), deren Bedeutung noch unaufgeklärt ist.

121. **Shibata. K.** Experimentelle Studien über die Entwickelung des Endosperms bei *Monotropa*. (Biol. Centralbl., 1902, Bd. XXII, p. 705.)

Verf. zeigt, dass es durch bestimmte experimentelle Eingriffe gelingt, den Endospermkern zur parthenogetischen Entwickelung zu bringen.

122. **Lloyd, F. E.** The comparative Embryology of the Rubiaceae. (Mem. Torrey Club, 1902, p. 27.)

Nicht gesehen. — Dem Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 586, entnehmen wir folgenden Auszug.

Bei *Callipeltis, Sherardia, Galium, Asperula, Rubia, Crucianella, Diodia, Richardsonia* und *Houstonia* liegt in dem Nucellus ein mehrzelliges Archesporium hypodermalen Ursprungs. Tapetenzellen werden nicht gebildet. Die Embryosackmutterzelle liefert vier Tochterzellen, eine von ihnen wird zum Embryosack. Eine von den Antipoden fällt durch besondere Grösse auf und ist als Haustorium ausgebildet, das in die anderen Makrosporenzellen eindringt. Der Embryo entwickelt aus seinem Suspensor mehrere Haustorien, die zwischen die Endospermzellen eindringen. *Houstonia* hat kein Integument, ebenso fehlen die Haustorien; bei *Diodia* bilden die überzähligen Makrosporenzellen eine zusammenhängende Gruppe von Nährstoff leitenden Zellen, die sich an die Antipoden anschliesst.

Die Tetradenteilungen bei Ausbildung des Embryosackes und der Pollenkörner entsprechen den bekannten Funden bei anderen Pflanzen: heterotypische, homöotypische Teilungen.

Bei *Diodia teres* und *Richardsonia* wächst der Pollenschlauch intercellular.

Digitized by Google

123. **Ernst, A.** Chromosomenreduktion, Entwickelung des Embryosackes und Befruchtung bei *Paris quadrifolia* L. und *Trillium grandiflorum* Salisb. (Flora, Bd. 91, 1902, p. 1.)

Die Embryosackmutterzelle entsteht bei *Paris* und *Trillium* am Scheitel des jungen Nucellus in der subepidermalen Schicht, wird aber durch rasche Zellteilungen der äussersten Zellenlage in die Mitte des Nucellus oder sogar auf seinen Grund verlagert. Es entstehen zwei Tochterzellen mit je zwei Kernen: die untere wird gewöhnlich zum Embryosack, die obere, in welcher bei *Trillium* die homöotypische Kernteilung gewöhnlich nicht mehr erfolgt ist, wird von ihrer Schwesterzelle und den benachbarten Nucelluszellen verdrängt. In der Embryosackzelle werden die beiden Kerne durch Bildung einer grossen zentralen Vakuole mit dem grösseren Teil des Plasmas an die Enden der wachsenden Zellen gedrängt.

Die Anordnung und Differenzierung der Zellen des Eiapparates wechselt mit der Form des Embryosackes und den ursprünglichen Lagerungsverhältnissen der vier Kerne der oberen Tetrade. Die Antipoden unterliegen einer frühzeitigen Degeneration; eine besondere ernährungsphysiologische Bedeutung scheint ihnen nicht zuzukommen.

Von den beiden Polkernen wandert stets der untere an das Ovarialende hinauf. Eine eigentliche Verschmelzung findet weder vor noch nach dem Eintreffen des Spermakernes statt. Häufig beginnt in jedem von ihnen die Bildung eines deutlichen Chromatinfadens schon vor der Vereinigung mit einem Spermakern, so dass eine Weiterentwickelung auch ohne Vereinigung mit einem solchen wahrscheinlich sein dürfte. Die erste Teilung des primären Endospermkernes findet erst statt, nachdem die aus 2 oder 3 Elementen bestehende Kerngruppe an das Antipodenende gewandert ist.

Die Verschmelzung von Ei- und Spermakern ist vollkommen, das Kopulationsprodukt nur kenntlich an seiner Grösse, stärkeren Färbbarkeit und seinen zwei (nicht verschmelzenden) Kernkörperchen.

Beim Befruchtungsakt gelangt ausser dem Kern auch Protoplasma aus dem Pollenschlauch und wohl auch aus den aufgelösten generativen Zellen zum Eikern wie zu den Polkernen. „Dasselbe bedingt vielleicht in ähnlichem Sinne die Teilungsfähigkeit der befruchteten Kerne wie das im Spermatozoon ins tierische Ei gelangte Centralkörperchen."

Die Teilung der Keimkerne findet statt, wenn 16—32 Endospermkerne vorhanden sind.

124. **Billings, Fr. H.** Beiträge zur Kenntnis der Samenentwickelung. Dissertation, München. (Flora, 1901, Bd. 88.)

Integument bei den Sympetalen in der Einzahl (Ausnahme *Primulaceae*, *Plumbagineae*), dient als Speichergewebe. Bei der Resorption schwindet sein Zellinhalt. Die Wände werden zusammengepresst, oder auch die Zellen werden völlig gelöst. Der Inhalt kommt dem Endosperm (bezw. Embryo) oder der Testa zugute. — Nach der Befruchtung vergrössern sich die Zellen des Integuments, bei manchen Familien erfahren sie auch Teilungen. — Die Zuführung der Nährstoffe zum Embryosack vermitteln die Zellen des Tapetums. Die auflösende Tätigkeit beginnt selten (*Calendula*) schon vor der Befruchtung. Bei den Linaceen bleibt das Tapetum noch im reifen Samen erhalten.

Die Synergiden schwinden bald nach der Befruchtung, bei *Calendula* dringt eine in einen Auswuchs des Embryosackes vor.

Digitized by Google

Die Antipoden der untersuchten Arten gehen zugrunde, bei *Stackhousia* teilen sie sich vor der Befruchtung.

Vom Endosperm entsteht zunächst eine peripherische Lage, nur bei *Phacelia*, *Menyanthes*, *Vincetoxicum* u. a. ein festes Gewebe. Bei manchen Arten finden sich am Suspensor, an den Haustorien und anderen bevorzugten Stellen besonders grosse Endospermzellen.

Haustorien enthalten 1 bis mehrere Endospermkerne (bei *Calendula* Antipodenkern); Gewebe bildende Haustorien bei Myoporaceen, Goodeniaceen, Lobeliaceen. Ist ein Mikropylenhaustorium vorhanden, so tritt eine Verlängerung des Suspensors ein.

Erörterungen über die Verwertbarkeit der Ergebnisse für die Systematik.

125. **Dop, Paul.** Sur le pollen des Asclépiadées. (C. R. Acad. Sc., 1902, vol. CXXXV, p. 710.)

Die Pollenkörner stammen von einer subepidermalen Archesporschicht ab.

Die Pollinien werden mit einer klebrigen Substanz versehen, die in den Zellen der Nährschicht sich entwickelt — letztere ist bei *Araujia* und *Gomphocarpus* 5—6 Schichten stark. Die klebrige Substanz hat weder Kallose-, noch Pektosecharakter: färbt sich aber mit Sudan III und scheint ein Wachs zu sein. Nach Ausscheidung des Stoffes wird der Inhalt der Nährzellen klar; sie gehen später zugrunde.

Die Caudicula und Retinacula werden von den Narbenzellen in ähnlicher Weise ausgeschieden wie das Wachs der Pollinien.

126. **Dop, Paul.** Sur le développement de l'ovule des Asclépiadées. (C. R. Acad.-Sc., Paris 1902, vol. CXXXV, p. 800.)

Bei *Stapelia*, *Araujia*, *Marsdenia* und *Gomphocarpus* ist das Ovulum auf einen Nucellus reduziert. Über dem Embryosack werden einige Zellen zerstört, so dass ein mikropylenähnlicher Zugang entsteht. Aus der Embryosackmutterzelle entstehen vier Tochterzellen; zwei von ihnen liefern nach Vereinigung die Eizelle, die 2 Synergiden und den sekundären Embryosackkern, die andern liefern die Antipoden.

127. **Schnegg, H.** Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Gunnera*. (Flora, 1902, Bd. 90, Heft 1.)

Die Entwickelung der Samenanlagen von *Gunnera chilensis* weicht mehrfach von der typischen ab. Die Integumente bei *G. chilensis* verwachsen mit den Rändern, so dass keine freie Mikropyle bestehen bleibt. Bei *G. Hamiltonii* wird der Verschluss durch Papillenbildung an den Rändern der Integumente (Zingers Beobachtungen an *Cannabis!)* eingeleitet. Bei *G. chilensis* verhärten die Zellen der inneren Fruchtknotenwand, welche der Samenanlage unmittelbar anliegen, zu einem festen Sklerenchymmantel. Verf. glaubt, dass diese Art der Gewebeausbildung das Eindringen eines Pollenschlauches verhindere; auch andere Beobachtungen sprechen für parthenogenetische Entwickelung der Eizelle.

Die Kernteilungen im Embryosack wurden bei *G. Hamiltonii* näher verfolgt. Die vierkernige Phase des Embryosacks wird in normaler Weise erreicht. Bemerkenswert ist, dass die vier Kerne nicht nach den beiden Polen des Embryosackes wandern, sondern in seiner Mitte weitere Teilungen erfahren, so dass sehr bald acht Kerne, zuweilen auch neun bis zehn daselbst zu finden sind. Verf. vergleicht seinen Befund mit den Verhältnissen von Campbell und Johnson an *Peperomia pellucida*. Zwei Kerne wandern nun nach dem oberen, zwei nach dem unteren Pol. Von den beiden oberen

Digitized by Google

wird der eine zur Eizelle, der andere liefert (nach Teilung) die beiden Synergiden. Die beiden unteren teilen sich wiederholt und liefern die (bis sieben) Antipoden. Der centrale Kernhaufen liefert durch Fusion den Endospermkern. Die Endospermbildung erfolgt nicht an der Wand des Embryosackes, sondern ausschliesslich an seiner Basis.

128. **Johnson, D. S.** On the development of certain Piperaceae. (Bot. Gaz., 1902, vol. XXXIV, p. 321.)

Untersuchungen an Arten der Gattung *Piper* (*P. adunca* und *P. medium*) und *Heckeria* (*H. umbellata* und *H. peltata*) ergaben, dass sich beide hinsichtlich der Entwickelung ihrer Samenanlagen und Embryosäcke wesentlich von *Peperomia* (Campbell, Johnson) unterscheiden.

Die Samenanlagen besitzen zwei Integumente; eine Tapetenzelle und eine Makrospore werden geliefert, — erstere teilt sich wiederholt und liefert mehrere Zellenlagen. Die Zahl der Kerne im Embryosack und ihre Entstehung folgen ganz dem Typus der Angiospermen. Antipoden und Synergiden bleiben lange erhalten. Der Embryo ist klein und kugelförmig und mit einem kurzen Suspensor ausgestattet. Bei *Piper* entstehen 20 und mehr freie Kerne, es folgt später die Bildung umhäuteter Zellen. Bei *Heckeria* liegen von Anfang an umhäutete Endospermzellen vor. So wie bei *Peperomia* ist auch bei diesen Gattungen das Endosperm wenig reichlich und enthält keine Stärke.

Im Schlussabschnitt kommen phylogenetische und systematische Fragen zur Sprache, Verf. vergleicht die Resultate Schneggs (vergl. voriges Referat) mit seinen und Campbells Beobachtungen an *Peperomia*: der auffallende Kernreichtum der Embryosäcke ist ein Charakter, der unabhängig in zwei verschiedenen Gruppen von Pflanzen auftritt.

129. **Campbell, D. H.** On the affinities of certain anomalous dicotyledons. (Americ. Naturalist, 1902, vol. XXXVI, p. 7.)

Vergleich zwischen den Nymphaeaceen, Ranunculaceen und Berberidaceen einerseits und *Peperomia* andererseits auf die als primitiv erkannten Charaktere ihrer Embryoentwickelung hin.

130. **Conard, H. S.** Note on the Embryo of Nymphaea. (Science, 1902, p. 316.)

Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 89, p. 682.

131. **van Tieghem.** Sur l'homologie du sac pollinique et du nucelle chez les Endoprothalliées ou Phanérogames. (Bull. Mus. d'hist., 1902, p. 382.)

Verf. verteidigt die Homologie zwischen Pollensack und Nucellus. Vergl. Bot. Centralbl., 1902, Bd. 90, p. 280.

132. **Guignard, L.** La double fécondation chez les Solanées. (J. de Bot., 1902, T. XVI, p. 145.)

Doppelte Befruchtung wird bei den Solanaceen konstatiert. Die männlichen Gameten sind nicht lang und gewunden wie bei Kompositen und Liliaceen, sondern kurz und nur schwach gekrümmt, ähnlich wie bei den Ranunculaceen.

Der Aufbau des Embryosacks ist bei den verschiedenen Solanaceen ungleich. Bei *Nicotiana* fusionieren dir Polkerne nicht mit einander, die Antipoden sind wohlentwickelt; bei *Datura* fusionieren die Kerne, die Antipoden degenerieren. Ähnliche Unterschiede, im Verhalten der Polkerne sind auch für die Liliaceen bekannt.

Unmittelbar auf die Teilung des Endospermkerns folgt die Teilung der Eizelle.

Digitized by Google

133. **Ducamp, L.** Recherches sur l'embryogénie des Araliacées. (Ann. Sc. Nat. Bot., 1902, VIII sér., T. XV.)

Die Embryosackmutterzelle liefert 8 Tochterzellen, die unterste wird zum Embryosack, die oberen degenerieren. Die Ausbildung des Embryosackes ist typisch, die Polkerne fusionieren vor der Befruchtung.

Die innere Epidermis des Integuments bildet sich als Verdauungsschicht aus, ebenso die äusserste Lage des Endosperms.

Ausführliche Schilderung erfährt die Histogenese des Embryos.

134. **Pechoutre, F.** Contribution à l'étude du développement de l'ovule et de la graine des Rosacées. (Ibid., T. XVI, p. 1.)

135. **Ikeda, T.** Studies in the physiological functions of antipodals and related phenomena of fertilization in Liliaceae, I. Tricyrtis hirta.

Das Archespor gehört der subepidermalen Zellenlage des Ovularhöckers an. Die Archesporzelle wird direkt zur Embryosackmutterzelle. Von ihren vier Tochterzellen wird die unterste zum Embryosack.

Die Antipodenzellen zeigen Chromatinaggregation. Die unter dem Embryosack liegenden Nucelluszellen bilden eine „conducting passage", die zu einem besonderen Nährgewebe am Chalazateil führt. In diesem endigen die Leitbündel. Die Zellen des Nucellus, welche an das Leitgewebe angrenzen, werden gelöst und ihr Gehalt anscheinend dem Embryosack zugeführt. Allen Anzeichen nach sind dabei die Antipoden als Vermittler der Stoffzufuhr von grosser Bedeutung. Das genannte Leitgewebe enthält keine Stärke, sondern nur gelöste Kohlehydrate.

Doppelte Befruchtung liess sich konstatieren.

Bei der Endospermbildung fallen die Kerne vielfach durch absonderliche Formen auf. Die Endospermzellen füllen den ganzen Embryosack.

136. **Juel, H. O.** Zur Entwickelungsgeschichte des Samens von *Cynomorium*. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XIII, p. 194.)

Die Embryosackmutterzelle liefert vier Tochterzellen, von welchen die beiden oberen neben einander liegen. Die unterste wird zum Embryosack. Chromosomenreduktion (auf 12), heterotypische und homoeotypische Teilungen konnten beobachtet werden. Die Mikropyle schliesst sich durch Verwachsung der Integumentränder, der Pollenschlauch durchwächst diese.

Die Antipoden nehmen eine isolierte Lage ein, da sich der Embryosack über ihnen scharf absetzt. Weitere Teilungen erfahren sie nicht.

Der Nucellus wächst stark heran, wird aber später völlig resorbiert.

137. **Rupert, J.** Beiträge zur Kenntnis des anatomischen Baues des Gynaeceums bei *Lamium* und *Rosmarinus*. (Lotos, 1902, Bd. XXII.)

138. **Noll, E.** Fruchtbildung ohne vorausgegangene Bestäubung (Parthenokarpie) bei der Gurke. (Sitzungsber. Niederrhein. Ges. f. Natur- u. Heilk., Bonn, 1902, p. 149.)

Abgesehen von der Abnormität der kernlosen Mispel und der Fruchtbildung bei gewissen Feigensorten waren bisher keine Fälle dafür bekannt, dass Fruchtbildung ohne vorausgegangene Bestäubung eintritt. Die aus Gärtnerkreisen stammende Mitteilung, dass auch die Gurke ohne vorherige Bestäubung Früchte ausbildet, konnte Verf. bestätigen. Verf schlägt für diese Befähigung den Namen Parthenokarpie vor.

139. **Hartley, Ch. P.** Injurious effects of premature pollination. (U. S. Departm. of Agricult., B. of Pl.-Ind., 1902, Bull. XXII, p. 1.)

Digitized by Google

Bei *Nicotiana* und *Datura* brachte Verf. durch vorzeitige Bestäubung der (unreifen) Narben die Blüten zum Absterben.

140. Massart, J. Sur la pollination sans fécondation. (Bull. Jard. Bot. Bruxelles, 1902, vol. I, p. 89.)

Der Beginn des Wachstums der Ovarien wird angeregt durch den Vorgang der Bestäubung; es betätigt sich daher schon vor der Befruchtung. Denselben Reiz übt Verwundung aus.

Das endgültige, anhaltende Wachstum der Frucht wird aber nur bedingt durch den Reiz, der von den befruchteten Samenknospen ausgeht.

4. Samen und Früchte.

141. Horowitz, A. Über den anatomischen Bau und das Aufspringen der Orchideenfrüchte. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XI, p. 486.)

Die Zellen der fertilen Fruchtklappen vergrössern sich durch nachträgliches Breitenwachstum erheblich; die Zellen der sterilen Klappen bleiben nahezu unverändert.

Die Zellwände der Epidermis sind stark verkorkt; in der Aussenwand sind zuweilen (*Paphiopedilum*) noch besondere Differenzierungen nachweisbar: bei *P. barbatum* kleine kristallähnliche Körperchen, bei andern kreisförmige Gruppen derartiger Einschlüsse etc.

Das Hypoderm ist 1 bis 2 schichtig, kollenchymatisch verdickt: selten fehlt es.

Im parenchymatischen Grundgewebe neben dünnwandigen Zellen porenreiche Sklereïden.

Gefässbündel stets kollateral, das Phloëm wird oft von einem Faserzellkeil in zwei Teile gespalten.

Die innere Epidermis fast stets verdickt. In den inneren Winkeln der Frucht von *Pleurothallis* sp., *Physosiphon* sp., *Hexisea* sp. u. a. sind ihre Zellen zu Schleuderhaaren umgewandelt. Nach dem Aufspringen der Frucht haben die sterilen Klappen keine Epidermis mehr, da diese sich ablöst, in der Mitte der Klappe auseinander weicht und an den fertilen Klappen verbleibt.

Nach dem Aufspringen der Früchte lassen sich sechs verschiedene Typen unterscheiden:

1. Durch „Einschnürung" entsteht in der Mitte der Karpelle ein Riss: *Thunia Marschalliana*.
2. Der von Steinbrinck und Leclerc du Sablon aufgestellte Typus.
3. Wie bei 2, doch sind an den Übergangsstellen zwischen fertilen und sterilen Klappen 1 bis 2 Reihen dickwandiger Zellen eingeschaltet, welche das Aufreissen erleichtern (*Paphiopedilum barbatum, P. Chamberlainiana, P. venustum* u. a.).
4. Wie bei 3, doch sind statt der dickwandigen Zellen mehrere Lagen dünnwandiger Elemente eingeschaltet (*Bolbophyllum pavimentatum, B. occultum*).
5. Die sterile Klappe reicht nicht bis an die innere Epidermis heran, sondern wird von dieser durch eine im Querschnitt rechteckige Masse dünnwandiger Zellen getrennt, die sich von einander loslösen und dadurch das Aufspringen erleichtern (*Coelogyne* sp., *Brassia* sp., *Epidendrum polybulbon, Xylobium squalens, Trichopilia suavis*).
6. Zu beiden Seiten eines der Bündel sind starke Faserzellen ausgebildet,

Digitized by Google

die sich nicht in der Längsrichtung kontrahieren können. Neben ihnen bildet sich daher ein Riss *(Pleurothallis, Physosiphon)*.

142. **Gardiner, W.** und **Hill, A. W.** The histology of the Endosperm during germination in Tamus communis and Galium tricorne. (Proc. Cambridge Philos. Soc., vol. XI, p. 445.)

143. **Bochmann, F.** Beiträge zur Entwickelungsgeschichte offizineller Samen und Früchte. (Dissertation, Bern, 1901.)

Detaillierte Angaben, betreffend *Malva silvestris, Coriandrum sativum, Sambucus nigra, Atropa Belladonna*, die nur wenig wesentliches Neues enthalten.

144. **Celakovsky, A. J.** Über die inversen Placentarbündel der Cruciferen. (Öst. Botan. Zeitg., Bd. LII, 1902, p. 89.)

Die kleinen inneren Placentarbündel sind invers (d. h. mit dem Xylem nach aussen orientiert). Verf. nimmt an, dass die Placenten samt ihren Septalleisten von der morphologischen Unterseite der Karpelle gebildet werden und letztere nach innen umgebogen sind.

145. **Holzner.** Die äussere Samenhaut der deutschen *Drosera*-Arten. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 342.)

Der weite Mantel der Samen von *D. rotundifolia* und *D. longifolia* entsteht aus dem äusseren Integument. Die festgehaltene Luft soll die Verbreitung durch den Wind fördern.

Bei *D. intermedia* trägt jede Zelle der Samenhautepidermis einen kurzen, lufterfüllten Schlauch, der durch Auswachsen der Aussenwand an einer kleinen runden Stelle zustande kommt.

146. **Holzner.** Die Karunkula der Samen von *Polygala*. (Flora, 1902, Bd. 90, p. 343.)

Die Karunkula entsteht aus dem oberen Teil der äusseren Knospenhülle durch starkes Wachstum der Zellen. Lokalisiertes Spitzenwachstum bringt ihre dreilappige Form zustande.

147. **Mennechet, L. A.** Sur le fruit du Jacquinia ruscifolia Jacq. et sur les poils épidermiques des Myrsinacées. (J. de Bot., 1902, T. XVI, p. 349.)

Die Drüsenhaare der Myrsineen unterscheiden sich von einander durch die Lage des Exkretes, das bei manchen Formen in der Membran, bei andern im Zelllumen liegt.

148. **Hanausek, T. F.** Über die Gummizellen der Tarihülsen. (Ber. d. D. Bot. Ges., XX, 1902, p. 79.)

Die Zellen der inneren Epidermis vom Perikarp sind bei den Tarihülsen *(Caesalpinia digyna)*, deren histologische Zusammensetzung Verf. genau beschreibt, als Gummizellen ausgebildet. Das Gummi entsteht nach Verf. aus den Membranen. Die Hülsen führen ausserdem in besonderen Schichten Gerbstoff und ätherisches Öl.

149. **Winton, A. L.** Beiträge zur Anatomie des Beerenobstes. (Zeitschr. f. Untersuch. d. Nahrungs- u. Genussm., 1902, Bd. V, p. 785.)

Erdbeeren, Himbeeren, Brombeeren, Johannisbeeren, Stachelbeeren, Heidelbeeren, Hucklebeeren *(Gaylussacia resinosa)* in ausführlichster Schilderung mit zahlreichen ausgezeichneten Abbildungen. Berücksichtigung des Konservenmaterials.

150. **Neubauer, H.** Über die von A. Vogl entdeckte Pilzschicht in Lolium-Früchten. (Centralbl. f. Bakt. etc., Abt. II, 1902, Bd. IX, p. 652.)

Dieselbe Pilzschicht wie bei *Lolium temulentum* tritt auch bei *L. remotum*, seltener bei *L. perenne* auf.

Digitized by Google

151. **Schmidt, W.** Untersuchungen über die Blatt- und Samenstruktur bei den Loteen. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XII, p. 425.)

Referat s. oben!

152. **Hanausek, T. F.** Zur Entwickelungsgeschichte des Perikarps von *Helianthus annuus*. (Ber. d. D. Bot. Ges., 1902, Bd. XX, p. 449.)

XIII. Entstehung der Arten, Variation und Hybridisation.

Referent: R. Pilger.

1. **Adlerz, G.** Periodische Massenvermehrung als Evolutionsfaktor. (Biol. Centralbl., 22 [1902], p. 108—119.)

Bei gleichbleibenden Naturverhältnissen einer Gegend entsteht ein Gleichgewichtsverhältnis in der Tier- und Pflanzenwelt, das sich in aufgehobener oder verminderter Variation ausdrückt. Bedeutende Veränderungen erhöhen die Variation. Näher liegende Ursachen dazu sucht Verf. in den Umständen, die periodische Massenvermehrungen hervorrufen. Solche sind günstige meteorologische Verhältnisse, die einer oder mehreren Generationen reichlich Nahrung und gute Gelegenheit zum Aufwachsen bringen, also den Kampf um das Dasein vermindern und so ähnliche Verhältnisse wie in der Kultur herstellen, wo der Mensch den Kampf ums Dasein ausschaltet. Wenn die günstigen Verhältnisse aufhören, muss ein starker Kampf ums Dasein beginnen, und die natürliche Zuchtwahl hat einen weiten Spielraum. Die eine Massenvermehrung kann eine andere nach sich ziehen, wie z. B. die der Nonne von einer entsprechenden Massenvermehrung der Schmarotzerinsekten gewöhnlich begleitet wird.

2. **Baldwin, J. M.** Development and Evolution, including psychophysical evolution, evolution bei orthoplasy and the theory of genetic modes. (395 p., New York, The Macmillan Comp.)

3. **Bateson, W. and R. Saunders.** Reports to the evolution committee Royal Soc. Report I. (London, 1902.)

Vergl. Ref. No. 48.

4. **Bateson, W.** Mendel's principles of heredity. A defense. (Cambridge, 1902.)

Vergl. Ref. No. 48.

Digitized by Google

5. **Blackman, V. H.** Some recent work on hybrids in plants. (New Phytologist. I [1902], p. 73—80.)

6. **Bohlin, Knut.** De Vries' Mutationsteori. (Ljus, 1902, No. 33.)

Populäre Darstellung der Mutationstheorie von H. de Vries. Mit 9 Textfiguren. Bohlin.

7. **Brenner, W.** Klima und Blatt bei der Gattung *Quercus*. (Flora, 90 [1902], p. 114—160.)

8. **Briquet, J.** Les Knautia du Sud-Ouest de la Suisse, du Jura et de la Savoie. (Annuaire Conserv. et Jard. Bot. Genève, 6me Année [1902], p. 60.)

Eine hauptsächlich systematische Arbeit, an der hier einige Details aus dem Abschnitt „Généralités" interessieren. Bei der Behandlung der Konstanz der Charaktere berührt Verf. die Angabe von Krasan, dass die Knautia-Arten in einer Art labilen Gleichgewichtes sind, so dass z. B. durch Veränderung des Milieus aus *K. arvensis* bald *K. drymeia* entstand. Verf. kann dies nicht bestätigen; nur die Blattsegmentierung war variabel (und nur auf diese hatte wohl Krasan Wert gelegt), andere Merkmale blieben in der Kultur konstant.

Bei der Entstehung des Polymorphismus in der Gattung *Knautia* spielen Variabilität und Mutabilität eine Rolle; teilweise sind die Formen durch alle Übergänge verbunden, teilweise durch mutierte Merkmale getrennt.

9. **Burbidge, F. W.** Spontaneous hybrids. (Gard. Chron., 3. Ser. 32, [1902], p. 283.)

Entstehung eines Bastardes in Irland zwischen der eingeschleppten *Senecio cineraria* und der einheimischen *Senecio Jacobaea*.

10. **Burkill, J. H.** On the Variation of the Flower of Ranunculus arvensis. (Journ. Asiat. Soc. Bengal, 71 [1902], Part II, No. 2, p. 93—120.)

Verf. betrachtet die regelmässige Folge und die begrenzte Anzahl der Organcyclen der Blüten der Phanerogamen, die zu mehrfacher Fragestellung Veranlassung geben, nach dem Grunde ihrer Regelmässigkeit und ihrer bestimmten Folge oder nach den Gründen ihrer scharfen Trennung, nach den Gründen der bestimmten Anzahl von Organen, die zu den einzelnen Cyclen gehören. Mit einigen solchen Fragen beschäftigt sich Verf. nur in kurzen Bemerkungen theoretisch; seine Untersuchungen beziehen sich auf die Frage der Variation in der Anzahl von Organen bei benachbarten Cyclen der Blüte und darauf, inwieweit jeder Cyclus unabhängig ist, sich in betreff der Organzahl vom Typus zu entfernen. Als geeignetes Untersuchungsobjekt bot sich *Ranunculus arvensis;* Verf. machte Kulturen dieser Pflanze aus Samen von den Gärten von Bonn, Heidelberg, Paris, Stockholm, Bordeaux und Kew; er zählte die Anzahl der Organe bei mehreren tausend Blüten und gibt die Resultate in einer Anzahl von Tabellen bekannt, die unter den verschiedensten Gesichtspunkten zusammengestellt sind. So bezieht sich z. B. Tabelle 5 auf die Beziehung zwischen Kelchblättern und Petalen bei der Kew-Rasse: es wird eine Reihe angesetzt für 0, 1, 2, 3, 5, 6 Sepalen und in senkrechten Reihen dazu die Anzahl der Pflanzen, die bei der betreffenden Anzahl von Kelchblättern 0—6 Petalen haben; da zeigt es sich, dass die weitaus grösste Ziffer K_5P_5 ist. Ebenso gibt Tabelle 6—10 die Beziehungen zwischen Kelchblättern und Staubblättern, zwischen Kelchblättern und Karpellen, zwischen Petalen und Staubblättern, zwischen Petalen und Karpellen, zwischen Staubblättern und Karpellen bei derselben Rasse.

Digitized by Google

Die Durchschnittszahlen für diese Verhältnisse für mehrere Rassen werden in den nächsten Tabellen gegeben; es ergibt sich als Resultat, dass eine Übereinstimmung in Abnahme oder Zunahme der Organzahl besteht; so bedingt eine Abnahme der Kelchblätter eine Reduktion der Zahl bei allen Organen; verschiedene Rassen zeigen sich in der Stärke dieser Verhältnisse verschieden. Bei einer Verminderung oder Vermehrung der Staubblätter ist die gleiche Veränderung bei den Karpellen viel grösser, als bei den den Staubblättern vorangehenden Organen. Es erstreckt sich also der Einfluss einer Veränderung immer viel mehr auf die folgenden Organe als auf die vorhergehenden, und der Einfluss einer Veränderung ist immer am stärksten an den nächstgelegenen Organen sichtbar.

Weiterhin wird die Frage ventiliert, wann die Organzahl auf einem bestimmten Standpunkt bleibt, d. h. welche Anzahl die anderen Organe erreicht haben, wenn ein Organ seine Typuszahl erreicht hat. Verf. gibt das Resultat auf einer Tafel graphisch dargestellt, wobei die Ordinate die Gesamtzahl der Blütenorgane, die Abscisse die Anzahl der Sepalen, Petalen etc. ist. Wenn mehr als 15 Organe im ganzen gebildet werden, erreichen die Kelchblätter ihre volle Zahl, bei über 20 Organen die Blütenblätter; bei mehr als 28 Organen nähert sich die Zahl der Karpelle einem bestimmten Höhepunkt; eine darüber liegende Zahl kommt besonders den Staubblättern zu gute.

Auf weiteren Tabellen werden die Zahlenverhältnisse in verschiedenen Lebensaltern der Pflanzen verglichen etc.

11. **Cannon, W. A.** A cytological basis for the Mendelian Laws. (Bull. Torr. Bot. Cl., 29 [1902], p. 657—661.)

12. **Correns, C.** Über den Modus und den Zeitpunkt der Spaltung der Anlagen bei den Bastarden vom Erbsen-Typus. (Bot. Zeit., 60, II. Abt. [1902], p. 64—82.)

Eine Erwiderung auf Strasburgers Kritik der Ansichten von Correns über Modus und Zeitpunkt der Spaltung der Anlagen. Verf. fasst hier seine bisher zerstreut geäusserten Ansichten systematisch zusammen.

13. **Correns, C.** Scheinbare Ausnahmen von der Mendelschen Spaltungsregel für Bastarde. (Ber. Deutsch. Bot. Ges., XX [1902], p. 159—171.)

Die Mendelsche Regel verlangt, dass bei der 2. Bastardgeneration das recessive Merkmal bei 25 % der Nachkommen auftritt. Davon machten Bastarde von Maisrassen eine scheinbare Ausnahme, nämlich die Bastarde zwischen dem schwarzen Zuckermais (var. *coeruleodulcis* Kcke.) und dem weissen Spitzkornmais („Pop corn", var. *leucoceras* Alef.) und zwar in bezug auf das Merkmal der chemischen Beschaffenheit des Reservematerials im Endosperm. Das dominierende Merkmal ist Stärke, das recessive Dextrin; im ersteren Falle bleiben die Früchte beim Trocknen glatt, im letzteren werden sie runzelig. Der Bastard zwischen den beiden Rassen liefert bei Selbstbefruchtung und Inzucht viel weniger runzelige Körner, als er nach der Mendelschen Regel liefern sollte, nämlich statt 25 % nur 15,6 %. Die naheliegende Annahme, dass die Spaltung der Anlagen nach einem anderen Verhältnisse als 1 : 1 erfolgt, wird hinfällig gemacht durch die Ergebnisse der Rückkreuzung mit den Eltern des Bastards; diese zeigen, dass der Bastard die beiden Keimzellen in gleicher Anzahl bildet. Verf. hält dagegen folgende Annahme für die richtige: Wenn 25 % der Nachkommen das recessive Merkmal aufweisen sollen, so ist dabei angenommen, dass jede der 4 Kombinationen der beiden Keimzellen A und a: A + A, A + a, a + A, a + a, gleich gut gelingt. Sobald aber eine Kombination schwerer gelingt als

Digitized by Google

die andere, muss die Individuenzahl dieser Klasse verschoben werden. Verf. führt die Berechnung für den Fall durch, dass von den der Kombination a + a entsprechenden Verbindungen nur 50 % gelingen. Bei Annahme einer unbegrenzten Anzahl von Pollenkörnern ergibt für unseren Fall die geometrische Reihe 16,666 % runzeliger Früchte.

14. **Correns, C.** Über Bastardirungsversuche mit *Mirabilis*-Sippen. (Ber. Deutsch. Bot. Ges., XX [1902], p. 594—608.)

Bastardierungsversuche mit *Mirabilis*-Sippen sind schon öfter angestellt worden (so von Kölreuter, Lecoq, Naudin), trotzdem diese aus verschiedenen Gründen wenig dazu geeignet erscheinen, da sie z. B. nur eine Samenanlage im Fruchtknoten haben, in unserer Gegend schlecht reifen etc. Doch machen die merkwürdigen Eigenschaften der Bastarde, die auch schon den früheren Forschern auffielen, dies Interesse an der Gattung erklärlich.

Verf. gibt zunächst eine Übersicht über die Formen, die er zu den Bastardierungen benutzte, eine Reihe von Sippen von *Mirabilis Jalapa*, dann *Mirabilis longiflora* in der gewöhnlichen Form. Dann folgt eine Zusammenstellung des Verhaltens der einzelnen Merkmalspaare, zuerst von Bastarden zwischen Sippen der *Mirabilis Jalapa* und zwar in der ersten und zweiten Generation, dann von Bastarden zwischen *Mirabilis longiflora* und Sippen der *Mirabilis Jalapa*. Die Merkmalspaare sind vorzugsweise von der Farbe der Blütenhülle (weiss und rot, weiss und rosa, weiss und gelblich etc.) hergenommen, dann beziehen sie sich auch auf den Wuchs der Pflanzen und den Chlorophyllgehalt der Blätter.

In bezug auf die Farbe der Blütenhülle bei den Bastarden ergaben sich einige äusserst auffallende Resultate: Die Bastarde zwischen der weissen und den heller oder dunkler gelben Sippen der *Mirabilis Jalapa* blüten stets heller oder dunkler rot. Die Bastarde zwischen *M. longiflora* (diese hat Blüten mit weissem Saum und rotviolettem Schlund) und den verschiedenen Sippen von *M. Jalapa* blühten alle violett und unterschieden sich nur durch die Intensität dieser Färbung.

Um Atavismus kann es sich in den Fällen, wo rote Färbungen in den Bastarden auftreten schwerlich handeln, da das Bastard zwischen der gelben und gelblichen Rasse der *M. Jalapa* nicht rot blüht. Ebenso will Verf. nicht zur Annahme der Entstehung wirklich neuer Merkmale greifen. Für ihm liegt die Annahme näher, dass der rote, im Zellsaft gelöste Farbstoff und der mit dem roten sich mischende gelbe der anderen Sippen nicht grundverschieden sind, sondern dass der eine eine Modifikation des anderen darstellt. „Wir hätten im Keimplasma aller *Jalapa*-Sippen mit gefärbten Blütenhüllen die eine Anlage A eines Anlagepaares für die Bildung desselben Farbstoffes anzunehmen — es sei der rote —, bei jeder Sippe (*gilva, flava*) in einer bestimmten Konzentration, und bei einigen Sippen ausserdem noch eine besondere Anlage b eines anderen Anlagepaares, welche sein Auftreten in einer besonderen Modifikation — als gelb — bedingte. Es kämen also z. B. bei einer Bastardierung zwischen *M. J. alba* und *M. J. gilba* zwei Anlagepaare zusammen:

1. Paar: *(alba)* kein Farbstoff: a + *(gilva)* etwas Farbstoff A,
2. Paar: *(alba)* keine Modifikation: B + *(gilva)* Modifikation in gelb: b.

Dominiert nun im 1. Paar A über a, im 2. Paar B über b, so entfaltet der Bastard die Merkmale A und B: es muss etwas Farbstoff gebildet werden, und dieser unverändert bleiben; der Bastard wird rosa bleiben und, selbstbe-

Digitized by Google

fruchtet, in der zweiten Generation wieder rosa, gelb und weiss blühende Individuen geben."

Verf. bemerkt, dass die Versuche fortgesetzt werden.

15. **Cunningham, J. T.** Unisexual Inheritance. (Biol. Centralbl., 22 [1902], p. 1—9, 88—41.)

Eine Arbeit zoologischen Inhalts, in vielen Punkten aber von allgemeinem Interesse.

16. **Daniel, L.** Les variations spécifiques dans la greffe ou hybridation asexuelle. (Rapp. prés. au Congrès de l'hybrid. de la Vigne tenu à Lyon le 15. Nov. 1901, 94 p., Lyon.)

17. **Daniel, L.** Création de variétés nouvelles par le greffage. (Le Jardin, 1902, p. 247.)

18. **Druery, Chas. T.** „Sports" and bud-variations as factors in evolution. (Gard. Chron., 3. Ser. 32 [1902], p. 317.)

19. **Friedmann, H.** Zur Physiologie der Vererbung. Ders.: Über die Chromosomen als Träger der Vererbungssubstanz. (Biol. Centralbl., 22 [1902], p. 773—780.)

Eine Kritik der Auffassung der Chromosomen als Träger der Vererbungssubstanz.

20. **Fry, A.** Note on variation in leaves of Mulberry trees. (Biometrika, I [1902], p. 258—259.)

21. **Gallardo, A.** Concordancia entre los polygonos empireros de variacion y las correspondientes curvas téoricas. (An. Soc. cientifica Argentina. Buenos Ayres, T. 52, p. 61—68.)

22. **Gard. Chron.** 3. Ser. 32 [1902], p. 58—59: The physiology of heredity.

Bericht über die Arbeiten von Bateson und Sounders im Anschluss an Mendel und de Vries etc.

23. **Gard. Chron.** 3. Ser. 32 [1902], p. 409: Specific Variations caused bei grafting.

24. **Gard. Chron.** 3. Ser. 31 [1902], p. 351 und 421: Crossing the *Hippeastrum* with *Clivea*.

25. **Gauchery, P.** Notes anatomiques sur l'hybridité. (C. R. Ass. franç. Av. Sc. 30me Sess. 2me Pt., p. 403—413.)

26. **Hill, T. G.** On variation in the flowers of certain species of Primula. (Ann. of Bot., 16 [1902], p. 317—326.)

27. **Hurst, C.** Mendel's Law applied to Orchid hybrids. (Journ. Roy. Hort. Soc., 26 [1902], p. 688—695.)

28. **Hurst, C.** Mendel's theory and Orchid hybrids. (Journ. Roy. Hort. Soc., 27 [1902], p. 614—625, pl. 2—3.)

29. **Kobus, J. D.** Die chemische Selection des Zuckerrohrs. (Annal. Jard. Buitenz., 18 [1902], p. 17—81.)

„Hiermit ist der positive Beweis erbracht, dass beim Zuckerrohr zuckerreichere Pflanzen zuckerreichere Nachkommen liefern, dass also eine Selektion nach dem Zuckergehalt möglich ist."

30. **Koken, E.** Palaeontologie und Descendenzlehre. (Vortrag, gehalten in der allgemeinen Sitzung der naturw. Hauptgruppe der Versammlung deutscher Naturforscher und Ärzte in Hamburg am 26. September 1901, Jena, Gustav Fischer, 1902.)

Digitized by Google

31. **Krašan, F.** Beitrag zur Klärung einiger phytographischer Begriffe. (Beiblatt n. 69 zu Engl. Bot. Jahrb., XXXI [1902], pp. 3—88.)

Verf. spricht zunächst die Ansicht aus, dass alle Erklärungen des Begriffes „Art" von willkürlichen Voraussetzungen ausgehen, und zwar sei es ganz gleichgültig, ob es sich hier um rein spekulative naturphilosophische Ansichten handelt, oder ob sie empirisch begründet werden, da ja auch im letzterem Falle „die Beurteilung und systematische Bewertung der morphologischen Charaktere auf dem subjektiven Ermessen des Autors beruht und darum zu einer beständigen Meinungsverschiedenheit Anlass gibt." Auch das von Darwin aufgestellte Prinzip der Selektion genügt nicht zur Erklärung des Entstehens der Arten, da andauernd neue Tatsachen bekannt werden, bei denen sich ganz unzweideutig eine sprungweise Variation der Art zeigt (H. de Vries!). Man ist daher allmählich zur Überzeugung gekommen, dass sich die einen Formen in einem Stadium der Umwandlung befinden, während andere seit langen Zeiten in einem Zustande anscheinender Unwandelbarkeit verharren.

Verf. führt uns zunächst in den polymorphen Formenkreis von *Centaurea Jacea* L. ein und beschreibt *C. macroptilon* Borbas, die, das Extrem einer Formenreihe von *C. Jacea*, im phytographischen Sinne als eine neue Art, im phylogenetischen Sinne dagegen nur als eine neue Form zu betrachten ist. Indessen wäre es durchaus verfehlt zu verlangen, dass nur solche Pflanzenformen binär benannt werden dürften, die sich nicht durch Übergangsformen allmählich zu anderen hinüber leiten liessen. Sache der Floristen oder Monographen sei es, die Formenkenntnis möglichst zu fördern, die beste Vorarbeit für eine spätere phylogenetische Untersuchung der betreffenden polymorphen Sippen. Verf. definiert hierauf die Begriffe Variation (bei der Mittelformen entstehen) und Mutation (sprungweise Veränderung ohne Mittelform).

Aufgabe der biologischen Morphologie sei es, zu erkunden, in welchem Zusammenhange gewisse Formerscheinungen am Pflanzenorganismus stehen, da es am Pflanzenorganismus gewisse zu einander in Wechselbeziehung stehende Eigenschaften gibt. Verf. meint hier vor allen Dingen die Fähigkeit der Pflanzen, sich unter gewissen Verhältnissen Organe dienstbar zu machen, die sonst eine ganz andere Bestimmung im Haushalte des Organismus besitzen. Während wir den Zweck einer solchen biologischen Variation ganz gut verstehen, befinden wir uns bei der Betrachtung der ziellosen Variation oder Heterogenesis noch durchaus im Dunklen, wir müssen uns aber mit diesen Formerscheinungen beschäftigen, weil gerade die Heterogenesis den Angelpunkt der Deszendenzlehre bildet. Zunächst müssen wir uns klar machen, dass in der Natur der Stoff nur in beschränktem Masse die Form beherrscht. Beispiel: Kalkspat, dessen Kristallformen bei ganz gleicher chemischer Zusammensetzung sehr mannigfaltig sein können. Gegensatz dazu: Alaun, der trotz ganz verschiedener Metalle, die er enthalten kann, immer oktaëdrisch kristallisiert. Als Beispiele einer solchen Heterogenesis führt Verf. *Chrysanthemum montanum* an, dessen Früchtchen einen nur aus wenigen Schüppchen bestehenden, als Verbreitungsmittel zweifellos völlig untauglichen Pappus besitzen, der bei *Ch. Leucanthemum* völlig fehlt.

Monotypische Sippen können bei grossem und mehrfach unterbrochenem Verbreitungsgebiete als verhältnismässig alt angenommen werden, anders ist es dagegen mit formenreichen Arten wie *Euphrasia officinalis* oder *Gentiana*

Digitized by Google

germanica, wo es sich zweifellos um einen rezenten Anlauf zur Artenbildung handelt.

Während der ganze systematische Aufbau formal ist, ist die wirkliche oder genealogische Verwandtschaft real, denn die Individuen stammen von einander ab, während die Formen an denselben im Laufe der Generationen wechseln. Die letzte Instanz in der Behandlung phylogenetischer Probleme ist das Experiment. Verf. warnt auch davor, aus der formalen Ähnlichkeit auf die Deszendenz-Verwandtschaft zu schliessen, da übereinstimmende Anpassungen eine Konvergenz der morphologischen Charaktere herbeiführen können. Das formale System ist wertvoll für die Erforschung der Phylogenie, weil es Fingerzeige für das experimentelle Vorgehen gibt. Auf diesem Wege ist Verf. dazu gekommen festzustellen, dass *Festuca glauca* eine phylogenetische Varietät von *F. sulcata* sei, d. h. von letzterer abstamme. Auch *Knautia pannonica* ist eine phylogenetische Varietät von *Kn. arvensis*. Verschwindet einmal in einer späteren Zeit *Kn. arvensis* oder sollte sie die Fähigkeit verlieren, aus einzelnen ihrer Samen *Kn. pannonica* mittelbar oder unmittelbar zu erzeugen, dann ist *Kn. pannonica* eine phylogenetische Art.

Überhaupt müsse man als Varietät nur dann eine Pflanze bezeichnen, wenn die Hauptart, zu der sie gehören soll, auch wirklich ihre Mutterform ist, was man nur durch einen Kulturversuch im Freien mit einiger Sicherheit feststellen kann. Andernfalls nehme man lieber die neutrale Bezeichnung: Form. „Eine Sammelspecies kann demnach aus mehreren, ja aus vielen Formen bestehen, nicht aber aus Varietäten zusammengesetzt sein, es sei denn, dass der experimentale Beweis dafür erbracht wurde." Da nun aber das gleichmässige Aneinanderreihen systematisch ungleichmässiger Sippen zu einem ganz extremen „Jordanismus" führen würde (Gandoger!!), so gibt Verf. den Rat, den Artbegriff in einem weiteren und einem engerem Sinne anzuwenden.

Neben der objektiven Methode des Experimentes bietet dann auch noch der von Wettstein eingeschlagene geographisch-morphologische Weg die Möglichkeit, eine richtigere Anwendung des Artbegriffes zu erreichen.

Verf. polemisiert hierbei gegen den Ausdruck: Rasse, im Sinne einer geographischen Varietät. Rasse bezeichnet eine durch Kultur oder Züchtung entstandene Form, die sich selbst überlassen niemals zu einer Art auswächst, sondern in die Urform „zurückschlägt" (z. B. *Primula hortensis* zu *P. acaulis*). Hiermit will Verf. indessen noch nicht behauptet haben, dass eine „Rasse" nicht auch in der freien Natur sich bilden könnte. Indessen muss dann eine Anomalie auftreten, wie z. B. bei *Stellaria media* f. *apetala*.

Verf. sucht dann den Begriff der Phylogenie zu definieren, die im konkreten Sinne soviel wie genealogische Verwandtschaft der Individuen bedeutet, an denen sich im Laufe der Zeiten und Generationen ein Formenwechsel vollzogen hat, im abstrakten Sinne dagegen soviel wie Formenverwandtschaft bedeutet.

Ferner weist Verf. darauf hin, dass die Art in formaler Beziehung als abstrakter Begriff unveränderlich ist, veränderlich sind nur die Individuen; dieser Dualismus zwischen den realen Individuen und der abstrakten Form wird immer eine Quelle von Irrtümern bleiben. Für den Untergang der Art gibt es zwei Möglichkeiten, nämlich das Aussterben der Individuen oder die Veränderung des Arttypus. Ersterer Fall kann besonders bei gealterten monotypischen Arten durch Marasmus eintreten. Merkwürdig ist, dass Ankömm-

Digitized by Google

linge aus fremden Ländern trotz ihrer ausserordentlichen Anpassungsfähigkeit bei uns nicht variieren, so z. B. *Erigeron canadensis*, *Solidago serotina*, *Rudbeckia laciniata*, *Aster salignus*, *A. Novi Belgii*, *Impatiens parviflora* und *Galinsoga parviflora*. Jedenfalls ist es aber möglich, dass analog den periodischen Ruhestadien auch Ruheperioden in der Fortentwickelung des Individuums eintreten können. Alte Endemismen pflegen meist monotypische, dem Marasmus verfallene Arten zu sein.

Die der Beobachtung zugänglichen Abweichungen zerfallen in Adaptionsvariationen, die sich auf eine Anpassung an die Aussenwelt zurückführen lassen, und in Abweichungen von innen heraus, für die man eine Erklärung nicht besitzt. Zu letzteren gehören einerseits die monströsen Anomalien, wie z. B. Albinismus oder plötzliches Auftreten von neuen Merkmalen oder das Verschwinden von Organen, andererseits die eigentliche Rassebildung.

Bei einer in Auflösung begriffenen Art lassen sich gewöhnlich eine aufwärtsgehende und eine abwärtsgehende Reihe unterscheiden. Erstere Reihe wird von den variationsfähigen Individuen gebildet, die sich zu neuen Arten fortentwickeln, letztere von den konstant bleibenden Individuen, deren Glieder allmählich dem Marasmus verfallen und aussterben. (*Knautia arvensis*, *Ajuga genevensis*, *Viola odorata.*)

Mit den echten Arten, deren Existenz durch die Entwickelungsgeschichte wohl begründet ist, dürfen nun nicht die Scheinarten verwechselt werden, die sich infolge konvergierender Variation unter gleichen örtlichen Verhältnissen entwickeln. So werden *Campanula pusilla*, *carnica* und besonders *Scheuchzeri* in den unteren Regionen der Gebirge immer mehr der *Campanula rotundifolia* ähnlich und wohl auch dafür gehalten, so dass tatsächlich überall etwas anderes unter *C. rotundifolia* verstanden wird, das also eine Scheinart, ebenso wie wohl *Chrysanthemum Leucanthemum* sein dürfte. F. Fedde.

32. **Küster, E.** Die Mendelschen Regeln, ihre ursprüngliche Fassung und ihre modernen Ergänzungen. (Biol. Centralbl., 22 [1902], p. 129—136.)

Verf. bespricht die Mendelschen Publikationen und geht auf Ergänzungen seiner Regeln von Correns, Tschermak und de Vries ein; die bedeutendste Correnssche Arbeit, die „Bastarde zwischen Maisrassen" in der Bibl. Bot. wird noch in einem Nachtrag skizziert.

33. **Matruchot, L. et Molliard, M.** Variations de structure d'une alge verte sous l'influence du milieu nutritif. (Rev. gen. Bot., 14 [1902], p. 198—210.)

Es handelt sich um Kulturversuche mit der grünen Alge *Stichococcus bacillaris* Näg.

34. **Moll, J.** Die Mutationstheorie. II. Teil. (Biol. Centralbl., 22 [1902], 505—519, 537—551, 577—596.)

Eine sehr ausführliche Besprechung des 1902 erschienenen Teiles der „Mutationstheorie" von de Vries, die sich an das erste Referat des Verf. (1901) anschliesst.

35. **Murr, J.** Beiträge zu den Gesetzen des Phylogenesis. (D. Bot. Monatsschr., 20 [1902], 4—9, 35—39, 73—75.)

Verf. sucht unter Betrachtung von *Hieracium*-Formen besonders den Satz von der Konstanz und Artnatur von Bastarden zu erhärten.

36. **Pearson, K.** On the fundamental conceptions of biology. (Biometrika, I [1902], p. 320—344.)

Digitized by Google

87. **Raunkiær, C.** Statistisk Undersögelse over Forholdet mellem Han- og Hunrakler hos vore *Alnus*-Arter. (B. T., Bd. 24, p. 289—296, Koebenhavn, 1902.)

Verf. untersuchte das Verhältnis zwischen der Anzahl der männlichen Kätzchen und der weiblichen Kätzchenstände auf je 1000 Zweigen von verschiedenen Individuen von *Alnus incana*, *A. serrulata* und *A. glutinosa*. Bei *A. incana* war das häufigste Verhältnis: $\frac{♂}{♀} = \frac{8}{2}$. Bei ganz jungen, kräftigen Individuen war die relative Anzahl der ♀ Kätzchenstände grösser. Bei der angepflanzten *A. serrulata* zeigte sich eine sehr bedeutende Abnahme der relativen Anzahl männlicher Kätzchen, 28—45 % der Zweige gaben

$$\frac{♂}{♀} = \frac{0}{8}$$

Die häufigste Kombination bei *A. glutinosa* war

$$\frac{♂}{♀} = \frac{4}{1}$$

Bei Individuen, die aus irgend einem Grunde, Bodenverhältnissen oder dergleichen verkrüppelt waren, zeigte sich hier eine starke Abnahme in der relativen Anzahl der ♂ Kätzchen. Verf. wünscht die Untersuchungen fortzusetzen und empfiehlt derartige Untersuchungen in anderen Gebieten, besonders in der Nähe der Grenzen der betreffenden Arten. Porsild.

88. **Reinke, J.** Bemerkungen zu O. Bütschlis „Mechanismus und Vitalismus". (Biolog. Centralbl., 22 [1902], p. 28—29, 52—60.)

Verf. nimmt zuerst Stellung zu den Einwürfen Bütschlis gegen seine bekannte Dominantentheorie, die Bütschli in seiner Schrift anmerkungsweise gemacht hatte. Verf. betrachtet seine Theorie nicht als eine vitalistische, wie Bütschli will; er unterscheidet drei mögliche Auffassungen des Lebendigen, die vitalistische, die materialistische und die mechanistische; die letztere, zu der sich Verf. bekennt, rückt die Form in den Vordergrund, indem sie annimmt, dass „durch die besondere Konfiguration des Protoplasmas die Lebensbewegungen mittelst der verfügbaren Energie geregelt werden, wie die Leistungen einer Maschine von der oft äusserst verwickelten Struktur derselben abhängen".

Weiterhin werden kritische Bemerkungen gemacht zu den Vorstellungen, die Bütschli von Kraft und Energie, Kausalität und Finalität (= Teleologie) entwickelt.

89. **Rosa, Daniel.** Die progressive Reduktion der Variabilität und ihre Beziehungen zum Aussterben und zur Entstehung der Arten. Aus dem Italienischen von Prof. Dr. H. Rosshard. (Jena, 1902, Fischer)

40. **Tobler, F.** Über die Fortschritte der pflanzlichen Bastardforschung. (Naturw. Rundsch., 17, No. 50 und No. 51.)

41. **Tschermak, E.** Über Korrelation zwischen vegetativen und sexualen Merkmalen an Erbsenmischlingen. (Ber. Deutsch. Bot. Gesellsch., 20 [1902], p. 17—21.)

Correns hatte aus Beobachtungen an Kreuzungen von *Epilobium* den Schluss gezogen, dass die Spaltungen in der ersten Bastardgeneration erst nach Anlage der Pollenhäute erfolgen und nicht bei der Teilung der Pollenmutterzelle, denn die Pollenzellen waren alle gleichmässig gefärbt und nicht verschieden, wie bei den beiden Rassen seiner Kreuzungen. Strasburger hatte dagegen auf die Möglichkeit einer Korrelation zwischen der Blütenfarbe, die überall in der ersten Bastardgeneration gleichmässig rot war, und der Färbung

Digitized by Google

der Pollenkörner hingewiesen. Verf. kann diese Annahme einer Korrelation zwischen vegetativen und sexualen Merkmalen durch Beobachtungen an Erbsenmischlingen stützen. Es ergibt sich, dass bei der ersten Bastardgeneration von weissblühendem, glattsamigen *Pisum sativum* und rotblühendem runzelsamigen *Pisum arvense* mit der roten Blütenfarbe durchweg die schwach runzelige Samenform, mit der weissen die glatte subordiniert verkoppelt ist: ebenso rote Blütenfarbe und gelbgrünbraune Farbe der Samenschale. Die nächste Generation zeigt aber die eingetretene Spaltung: Die Tochtergeneration der Mischlinge aus beiderlei Verbindungsweise eines weissblühenden und glattsamigen *Pisum sativum* und eines rotblühenden runzelsamigen *Pisum arvense* besteht aus rotblühenden und weissblühenden Individuen im Zahlenverhältnisse von 8 : 1; die rotblühenden bringen durchweg wieder schwachrunzelige, die weissblühenden nur glatte Samen.

42. **Tschermak, E.** Über den Einfluss der Bestäubung auf die Ausbildung der Fruchthüllen. (Ber. Deutsch. Bot. Ges., 20 [1902], 7—16.)

Verf. führte an Pflanzen von *Cheiranthus Cheiri* neben einander an den verschiedenen Auszweigungen verschiedene Arten von Bestäubung aus, d. h. also an demselben Exemplar an verschiedenen Blüten Selbstbestäubung (Autogamie), Nachbarbestäubung (Geitonogamie) und Fremdbestäubung mit Pollen gleicher oder fremder Sorte (isomorphe oder heteromorphe Xenogamie). Es ergab sich, dass durch Xenogamie die Länge der Schoten bedeutend gefördert wird: „Die durchschnittlich erreichten Endlängen der Schoten bei Xenogamie als 100 angesetzt, verhalten sich A : G : X (Autogamie : Geitonogamie : Xenogamie) = 56 : 44 : 100." Verf. geht dann noch auf ähnliche Fälle, die in der Literatur erwähnt werden, ein und bespricht einige weitere Aufgaben, die sich aus den Versuchen ergeben und die Verf. prüfen wird. Bei den Versuchen mit *Cheiranthus* liegt bei der Entwickelung der Pollenschläuche ein vegetativer Effekt neben dem sexualen vor; dem vegetativen ohne den sexualen Effekt hervorzurufen, dazu sollen weitere Versuche dienen.

43. **Tschermak, E.** Der gegenwärtige Stand der Mendelschen Lehre und die Arbeiten von Bateson. (S.-A. aus der „Zeitschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich", 1902, p. 1—28.)

Der erste Teil der Arbeit gibt ein Resumé des „Report to the evolution committee" von Bateson und Sounders. Die Versuche der Autoren beziehen sich auf pflanzliche und tierische Objekte; von Pflanzen wurden bastardiert *Lychnis vespertina* und *L. diurna*, *Atropa Belladonna typica* und var. *lutea*, *Datura Stramonium* forma *typica* und *inermis*, endlich Rassen von Levkojen. Bateson steht auf dem Standpunkt der Mendel'schen Lehre, die er in seinen Arbeiten verteidigt. Bei den Versuchen mit Levkojen wurde Pleomorphismus mehrerer Merkmale statt Uniformität in der 1. Mischlingsgeneration beobachtet. Eine Erklärung für einen Dimorphismus in der ersten Generation könnten zwei Hypothesen geben: Der Mischlingscharakter der einen Elternform konnte die Ursache sein; die recessivmerkmaligen Hybriden erster Generation mussten dann „reiner", einfachmerkmaliger Natur sein. Dagegen spricht die reine Descendenz jeder Elternform bei Inzucht. Oder aber die Individuen der ersten Generation mit dem recessiven Merkmal können beide Anlagen hervorbringen, bei ihnen ist aber ausnahmsweise das recessive Merkmal und nicht das dominante sichtbar. Auch der theoretische Teil der Arbeit von B. und S. wird ausführlich besprochen. Bateson geht von dem Mendel'schen Grundsatz aus, dass die Hybriden reine, einfachmerkmalige Sexualzellen bilden. Die

Digitized by Google

meisten seiner Versuche ergaben auch eine Bestätigung der Mendel'schen Regeln. Für die von ihm theoretisch erörterten Fragen, ob kontinuierlich-variative und diskontinuierlich-mutative Unterscheidungsmerkmale eine verschiedene Vererbungsweise zeigen, ferner ob die Herkunftsweise (Verwandtschaftsgrad der Voreltern — Inzucht- oder Fremdkreuzung) von Einfluss auf die Wertigkeit eines Merkmales ist, geben die gefundenen Tatsachen keine ausreichende Antwort. (Das erste Problem ist von De Vries jetzt ausführlich behandelt, vergl. Ref. No. 47.)

Der zweite Teil der Arbeit von Tschermak berichtet über seine eigenen Kreuzungsversuche an Sommer-Levkojen (p. 17—28), als deren wichtigste Resultate Verf. angibt Fälle von Farbendimorphismus in der ersten Generation und Zurückführung von Nova an Blütenfarbe in der zweiten Generation auf eine Aufspaltung eines komplizierten elterlichen Charakters nach dem Mendelschen Schema.

Endlich wird Batesons Buch „Mendels principles of heredity" referiert.

44. **Tschermak, E.** Über die gesetzmässige Gestaltungsweise der Mischlinge. (Fortgesetzte Studie an Erbsen und Bohnen.) (S.-A. Zeitschr. landwirtsch. Versuchsw. Österr., 1902, p. 1—81.)

In der Einleitung kommt Verf. nochmal auf die wichtigsten Punkte der Mendel'schen Lehre zu sprechen, die verschiedentlich missverstanden worden ist. Sie sind: die analytische Auflösung des Gesamtcharakters jeder Elternform in die Einzelmerkmale, freie Kombinierung der einzelnen Merkmale, Bildung aller möglichen Kombinationen der Einzelmerkmale, also auch Bildung neuer, ganz oder teilweise konstanter Kombinationen. Wenn auch das Mendel'sche *Pisum*-Schema nur ein Spezialfall neben anderen darstellt, so verliert doch seine „Lehre von der gesetzmässigen Verschiedenwertigkeit der Merkmale für die Vererbung" ihre Bedeutung nicht. Verf. stellt die möglichen Fälle bezüglich des vegetativen Verhaltens der Hybriden und bezüglich ihres sexualen Verhaltens zusammen und geht dann zu seinem eigentlichen Thema, der Darstellung einer Reihe von Detailfragen aus der Lehre von der gesetzmässigen Hybridgestaltung über, als Fortsetzung früherer Arbeiten.

Die Kreuzungen von Rassen von *Pisum sativum* und *P. arvense* wurden vom Verf. auf die zweite Generation ausgedehnt. Wenn auch die vielfach zu wenig ausgedehnten Aussaaten die Verhältnisse nicht rein hervortreten lassen, so ergeben sie doch eine Bestätigung der Mendel'schen Regel (Spaltung im Verhältnis 1 : 3 in der zweiten Generation), ferner die von Mendel angegebene Verkoppelung der vier Glieder in der *arvense*-Merkmalgruppe (rote Blüte, Purpurmakel in den Blattachseln, Purpurpunktierung und Gelbgrünbraunfärbung der Samenschale). An Hybriden von *P. arvense*, deren Samen Verf. aus Svalöf in Schweden erhielt, ergab sich ferner als interessantes Resultat, dass die typischen *arvense*-Merkmale (Gelbgrünbraune Samenschale und schwach runzelige Cotyledonen) an den Samen der Hybriden ausnahmslos erschienen, auch dann — als Nova — wenn der *arvense*-Elter dieselben nicht aufwies: sie treten gewissermassen als „typische" Merkmale bei Fremdkreuzung aus der Latenz hervor.

Dann berichtet Verf. über Korrelation zwischen vegetativen und sexualen Merkmalen an *Pisum arvense*-Mischlingen, ein Thema, das er schon an anderer Stelle behandelt hat (vergl. Ref. 41); hier werden noch die Einwürfe von Correns diskutiert.

Der zweite Teil der Arbeit berichtet über die Fortsetzung der Studien

Digitized by Google

mit Hybriden von Rassen von *Phaseolus vulgaris* und *Ph. multiflorus*. Die Mischlinge zweiter Generation werden einzeln in ausführlichen Tabellen beschrieben nach Höhe, Blütenfarbe, Farbe der unreifen Hülse, Farbe der Samenschale und des Nabelringes, Samenform, Samenlänge, Samenbreite, Samenhöhe und die sich ergebenden Resultate zusammengestellt. „Für zahlreiche Merkmale ist eine Abweichung von Mendels Schema ganz unverkennbar, und zwar durch unreine Spaltung (Merkmalmischung) für gewisse Merkmale, speziell Blütenfarbe, Hülsenform und Cotyledonenstellung, durch Ausbleiben von Spaltung (fortdauernde Dominanz) für andere und durch Auftreten von Nova in der zweiten Bastardgeneration. Die Manifestation latenter Merkmale, das Entstehen einer Gigas-, Nanella- und Repensform, könnte man als eine durch Bastardierung ausgelöste Mutation (de Vries) bezeichnen. Die Frage nach der Konstanz solcher Bastardmutationen analog den sogenannten Spontanmutationen wird erst später beantwortet werden können."

45. **Vogler, P.** Die Anwendung der Variationsstatistik zur Untersuchung von Plankton-Diatomeen. (Flora, 91 [1902], p. 380—383.)

46. **de Vries, H.** Über tricotyle Rassen. (Ber. Deutsch. Bot. Ges., 20 [1902], p. 45—54.)

Vergl. hierzu Refer. No. 47.

47. **De Vries, H.** Die Mutationstheorie. Versuche und Beobachtungen über die Entstehung der Arten im Pflanzenreich. (II. Band, 1902—1903, p. 1—752.)

Der erste Band des de Vries'schen Werkes, der die Entstehung neuer Formen, besonders bei der Gattung *Oenothera*, behandelte, ist im vorigen Jahre eingehend besprochen worden; der vorliegende zweite Band behandelt die Bastardlehre in Bezugnahme auf die Mutationstheorie; ihre Berechtigung soll durch die Ergebnisse der Bastardierungen von Rassen, Varietäten und Arten erwiesen werden.

Der Verf. bezeichnet sein Buch als „elementare" Bastardlehre, womit er sagen will, dass es bei Kreuzungen nicht auf das Verhalten von Arten und Varietäten ankommt, sondern auf das Verhalten der elementaren Eigenschaften der Pflanzen, die bei der Kreuzung miteinander in Verbindung treten und zwar bei der Kreuzung jede einzelne unabhängig von der anderen; es ergibt sich das Prinzip „dass es wesentlicher ist, eine einzelne Eigenschaft bei verschiedenen Pflanzenformen auf ihr Verhalten bei Kreuzungen zu studieren, als möglichst viele Eigenschaften in den Kreuzungen innerhalb einer einzelnen Gruppe von Pflanzen, z. B. innerhalb einer Gattung oder Art, zu berücksichtigen."

Der erste grosse Abschnitt des Werkes behandelt die vor Mendel erreichten Resultate in der Bastardlehre unter Zugrundelegung des obigen Prinzips; die ungeklärte oder falsche Auffassung der Vorgänge hat vielfach dazu beigetragen, dass die reichen gesammelten Erfahrungen nicht in theoretisch richtiger Weise benutzt werden konnten.

Von den gewonnenen Resultaten seien einige der wichtigsten hier erwähnt. Durch die Bastardierungen werden keine wirklich neuen Eigenschaften erzeugt, die Eigenschaften der Bastarde sind auf die der Eltern beschränkt, doch können alle möglichen Kombinationen zusammenkommen. Sowohl bei Versuchen auf zoologischem Gebiet als auch auf botanischem Gebiet ergab sich als allgemeine Regel bei den Hybriden das Vorwiegen des Gepräges der phylogenetisch älteren Art. Ein Beispiel dafür ist das Dominieren von *Citrus*

Digitized by Google

trifoliata mit dreigeteiltem Blatt über die Kulturformen mit einfachem Blatt und „geflügeltem" Blattstiel. Bei den Bastarden treten manchmal Eigenschaften auf, die keiner der Eltern besass, wohl aber vermutlich die Vorfahren; auf diese Weise ist der Atavismus bei den Bastarden zu erklären. Die Variabilität der Hybriden, eine Eigenschaft, die in der Literatur vielfach übertrieben worden ist, beruht auf schwankender Praevalenz der Merkmale, indem entweder am selben Individuum in einem Organ (z. B. Blattform) bald das mütterliche, bald das väterliche Merkmal stärker auftritt, oder aber indem an verschiedenen Individuen die beiden Merkmale der Eltern verschieden stark vorwalten. Was die Fruchtbarkeit der Bastarde anbelangt, so läuft im allgemeinen die sexuelle Affinität der systematischen parallel. Eine geringere Fruchtbarkeit ist wohl im allgemeinen für die Bastarde anzunehmen, wobei besonders die männlichen Organe in Frage kommen. Ein längeres Kapitel beschäftigt sich mit den konstanten Bastardformen. Das einzige früher bekannte, berühmte Beispiel ist die konstante Art *Aegilops speltiformis*, entstanden aus *Aegilops ovata* × *Triticum vulgare* mit dem Pollen vom Weizen befruchtet. Jetzt sind eine Anzahl von Bastardarten bekannt, besonders in der Gattung *Anemone*. Es ist also zu folgern, „dass es eine nicht unerhebliche Reihe von konstanten Rassen gibt, die durch künstliche Verbindung von zwei verschiedenen Arten entstanden sind und sich im Laufe der Generationen in jeder Beziehung, höchstens mit Ausnahme der verminderten Fruchtbarkeit, wie gewöhnliche Arten verhalten."

Die grosse Vielgestaltigkeit der Rassen im Gartenbau durch Kreuzungen wird immer nur durch Einführung neuer Merkmale aus neuen Arten erzielt. Der Gärtner kreuzt eine neu aufgefundene Art oder eine neu entstandene schöne Varietät mit allen bisher bekannten Formen um Vielgestaltigkeit zu erzielen. So werden die schönen Eigenschaften mehrerer Arten oder Varietäten in allen möglichen Kombinationen in den Bastarden vereinigt. Beispiele dafür sind die Gattungen *Gladiolus, Amaryllis, Canna, Viola* etc.

Der zweite grosse Abschnitt des Werkes behandelt die Mendel'schen Spaltungsgesetze, durch die erst eine tiefere Einsicht in das Wesen der Kreuzung ermöglicht wurde, indem an die Stelle von Bastardierungen von Arten und Varietäten die Kreuzung der einzelnen Eigenschaften gesetzt wurde. Auf die lichtvolle übersichtliche Darstellung der Mendel'schen Gesetze und der Experimente an Rassen von Bohnen und Mais etc., die zu ihrer Erkenntnis geführt haben, brauche ich hier nicht einzugehen, da sie schon öfter dargestellt und auch im vorigen Bande der B. J. referiert sind; ich möchte nur auf das wichtige, einleitende Kapitel hinweisen, das sich mit der Methode der Erbzahlen, der Übersicht der Fehlerquellen und der empirischen Ermittelung der Fehlergrenze befasst. Die eigenen Experimente des Verf., durch die hier die Mendel'schen Gesetze geprüft werden, beziehen sich besonders auf tricotyle und syncotyle Rassen; sie erstrecken sich über eine längere Reihe von Jahren und auf zahlreiche Arten und sind in ausführlichster Breite mit Angabe von Tabellen und Registern dargestellt. Tricotyle Keimlinge finden sich unter grösseren Aussaaten bei vielen Arten; entweder sind es nur wenige Prozent der Keimlinge, dann bilden sie eine Halbrasse, das Merkmal der Tricotylie ist semilatent; oder aber die tricotylen Keimlinge sind in einem grösseren Prozentsatz (ca. 80 %) regelmässig vorhanden, dann bilden sie eine Mittelrasse. Beide Rassen sind in Wesen scharf von einander verschieden, man kann durch Selektion nicht aus einer Halbrasse eine Mittelrasse machen; wenn

Digitized by Google

man auch bei einer Mittelrasse durch Hochzucht den Prozentsatz der Tricotylen bedeutend vermehren kann, so kehrt die Rasse doch nach Aufgabe der Hochzucht zu ihrem ursprünglichen Standpunkt zurück. Tricotyle Halb- und Mittelrassen sind physiologische Rassen, ihr Merkmal ist nur in den Erbzahlen ausgeprägt; so liefert z. B. ein dicotyles Exemplar der tricotylen Mittelrasse dieselben Erbzahlen wie ein tricotyles Exemplar; nur hieran, nicht an seiner morphologischen Natur, ist seine Zugehörigkeit zur Mittelrasse zu erkennen. An Kreuzungen mit diesen Rassen hat nun de Vries die Gültigkeit der Mendel'schen Gesetze erprobt. Wenn Halb- und Mittelrasse derselben Art angehören, so unterscheiden sie sich nur dadurch, dass in dem einen Falle das Merkmal semilatent, im anderen Falle aktiv und der Dicotylie gleichwertig ist.

Dennoch liegt eine wirkliche Kreuzung vor. Die Resultate, die der Verf. erhielt, sind folgende: 1. Der Bastard ist in morphologischer Beziehung keine Mittelbildung, durch die Kreuzung von Tricotylen und Dicotylen entstehen keine Hemitricotylen, oder doch wenigstens nicht mehr als in den reinen Rassen vorkommen. 2. Die Bastarde sind in physiologischer Hinsicht zwar Zwischenbildungen zwischen den elterlichen Rassen, halten aber zwischen diesen keineswegs die Mitte. Der Mittelwert der Erbzahlen beider Rassen ist leicht zu berechnen, die Bastarde haben aber Erbzahlen, welche sich derjenigen der einen der beiden Eltern, und zwar der Halbrasse, sehr bedeutend nähern. 8. Die Bastarde können sich bei reiner Fortpflanzung spalten. Aus ihren Nachkommen lassen sich die Halbrassen und die Mittelrassen wiederum isolieren. 4. Obgleich in den beiden Eltern die fragliche elementare Eigenschaft dieselbe ist, und nur in verschiedenen Zuständen — semilatent und aktiv — vorkommt, so findet dennoch keine Fusion statt. Es entsteht nicht eine Rasse mit konstanten mittleren Erbzahlen. Wir sehen in diesen Resultaten die Übereinstimmung mit den Mendel'schen Gesetzen besonders daran, dass in der ersten Generation das phylogenetisch ältere Merkmal, das der Halbrasse, dominiert, ferner an der Spaltung in der zweiten Generation und an der Möglichkeit der Isolierung der Rassen in den folgenden Generationen. Verf. führte auch Kreuzungen tricotyler Rassen von verschiedenen Arten (und zwar bei *Oenothera*) aus, deren Resultate noch keine sicheren Schlüsse zulassen, wenn sie sich auch den oben angegebenen annähern. Für die syncotylen Rassen ergibt sich nach den Untersuchungen des Verfs. dasselbe Resultat, wie für die Tricotylen: Die Kreuzung von Halb- und Mittelrassen fügt sich auch bei Syncotylen den Mendel'schen Gesetzen.

Als Schluss der Darstellung der Mendel'schen Spaltungsgesetze findet sich ein besonders im praktischen Sinne wichtiges Kapitel über den Atavismus im Gartenbau. Der sogenannte Atavismus, das Auftreten besonders der Stammformen in einzelnen Exemplaren in grossen Kulturen von neuen Rassen oder Varietäten, ist vielfach auf zufällige Kreuzungen zurückzuführen, bei denen das phylogenetisch ältere Merkmal dominiert. Die Sorten „verlaufen" unter dem Einfluss ihrer Nachbarn. Verf. führt hierfür den Ausdruck Vicinismus oder Vicinovariieren ein; dieser bildet eine bedeutende Fehlerquelle bei Angaben über reine oder inkonstante Rassen in der Gartenbauliteratur.

Die Eigenschaften, die bei Bastardierungen den Mendel'schen Gesetzen folgen, sind durch retrogressive oder degressive Artbildung entstanden. Sie sind bei den zu bastardierenden Formen im einen Falle aktiv, im anderen latent (Varietätsmerkmale, wobei das phylogenetisch ältere dominiert), oder sie

Digitized by Google

sind im einen Falle semilatent, im anderen aktiv (Merkmale der Halbrassen), oder sie sind semiaktiv (Mittelrassen).

Grundverschieden davon verhalten sich die Eigenschaften, die durch progressive Artbildung, durch Mutationen entstanden sind. Diese Eigenschaften folgen bei Bastardierungen nicht den Mendel'schen Gesetzen, indem sie sich weder spalten noch in den bestimmten Zahlenverhältnissen auftreten. Sie sind gerade die wichtigsten, tiefer in der Natur der Pflanze begründeten. Verf. führte Mutationskreuzungen in grossem Massstabe in der Gattung *Oenothera*, besonders bei den in seinen Kulturen neu entstandenen Formen aus.

Als Mutationskreuzungen bezeichnet Verf. „die hybriden Verbindungen zweier Typen, deren einer augenblicklich mutabel ist und den anderen mehr oder weniger regelmässig hervorbringt." Da die aus der Mutterform durch Mutation entstandenen Arten von *Oenothera* sich von dieser nur durch eine elementare Eigenschaft unterscheiden, so sind die Kreuzungen zwischen beiden monohybride Kreuzungen.

Diejenigen aber zwischen zwei Abkömmlingen der Mutterart sind als dihybride Kreuzungen zu bezeichnen. Die erste Generation dieser Kreuzungen zeigt sich nun im Gegensatz zu den Mendelschen Fällen nicht einförmig; bei Monohybriden treten in der ersten Generation die beiden Elternformen auf, bei Dihybriden daneben noch die Form, von der sie beide abstammen (*Oenothera Lamarckiana*). Bei der monohybriden Kreuzung von *Oenothera lata* (diese durch Mutation entstandene Art ist rein ♀ und wurde mit Pollen von *Oe. Lamarckiana* befruchtet) trugen den Typus dieser Art unter der Aussaat etwa 21—24 %; der Prozentsatz schwankte von 4—45 %, doch fehlten bei keiner Aussaat Exemplare von *Oe. lata*, während ihre Anzahl andererseits auch niemals die Hälfte der Keimpflanzen erreichte. Die „Erbzahlen" (wie Verf. den Prozentsatz bezeichnet, in dem ein Typus unter der Aussaat auftritt) der *Oe. nanella* sind im grossen und ganzen dieselben wie bei *Oe. lata*.

Die beiden Formen, die in der ersten Generation der Kreuzung in der Aussat neben einander auftreten, spalten sich in den folgenden Generationen nicht wieder, sondern wiederholen ihren Typus bei Selbstbefruchtung. Diese Ergebnisse sind mit den Folgerungen der Mutationstheorie, der Lehre von den elementaren Eigenschaften, gut in Einklang zu setzen. Die beiden Formen, die gekreuzt werden, haben die unterscheidende Eigenschaft im mutablen und im aktiven Zustande; keiner der beiden Zustände dominiert in der ersten Generation absolut, doch zeigt sich das Vorwiegen der phylogenetisch älteren Eigenschaft in dem häufigeren Auftreten der Mutterform. Bei Kreuzung von zwei durch Mutation entstandenen Arten tritt in der ersten Generation durch Atavismus neben den beiden gekreuzten Formen auch noch die Mutterart auf.

Der fünfte grosse Abschnitt des Werkes beschäftigt sich mit der Anwendung der Bastardlehre auf die Lehre von der Entstehung der Arten. Nach einer geschichtlichen Darstellung der älteren Ansichten wird die Frage erörtert, ob durch Kreuzung konstante Rassen entstehen können. Dies ist auch für die Mendel'schen Bastarde zu bejahen, da Merkmale von Pflanzenrassen bei diesen Kreuzungen in alle Verbindungen treten können, die nach den Regeln der Kombination möglich sind; ferner sind eine Anzahl von konstanten Arten, die in der freien Natur als Bastarde entstanden sind, bekannt. In einer Mutationsperiode müssen zahlreiche Kreuzungen zwischen Mutanten und Mutterform vorkommen, ja fast alle Mutationen müssen als Bastarde entstehen, da die viel seltenere mutierte Sexualzelle sich gewöhnlich mit einer nicht

Digitized by Google

mutierten verbinden muss. Die Kreuzungen spielen aber bei der Erhaltung der neuen Arten keine ungünstige Rolle, da sich die Arten in der ersten Generation trennen. So können die vereinzelten Mutanten sogar ihren Typus auf eine grössere Anzahl von Nachkommen durch die Kreuzung übertragen.

Im letzten Abschnitte geht der Verf. auf die Beziehungen der Mutationstheorie zu anderen Disziplinen ein; in diesen interessanten theoretischen Ausführungen sucht der Verf. die Mutationstheorie durch Ergebnisse verschiedener Zweige der Botanik und anderer Naturwissenschaften zu stützen und mit ihnen in Einklang zu bringen. So geht er besonders auf die Ergebnisse der Systematik ein, auf die Unterschiede, die diese zwischen Art und Varietät macht. Nach den Ergebnissen der Bastardlehre lassen sich diese auf folgende Weise begründen: Die Mendelschen Bastarde entsprechen der retrogressiven und degressiven Artbildung und somit den echten Varietäten, die unisexuellen Bastardierungen entsprechen der progressiven Artbildung und somit den elementaren Arten.

Die unisexuellen Kreuzungen sind solche, die zu den konstanten, sich nicht spaltenden Bastardrassen führen und dadurch bedingt sind, dass wenigstens eine Eigenschaft der einen Form der anderen fehlt.

Eine solche Eigenschaft hat eine Art, wenn sie durch eine Mutation aus einer anderen entstanden ist. Solche „unisexuellen" Kreuzungen unterscheiden sich von den eigentlichen Mutationskreuzungen nur dadurch, dass bei den letzteren beide Formen die fragliche Eigenschaft haben, die eine im mutablen, die andere im aktiven Zustande, während bei den ersteren die Eigenschaft der einen Form fehlt; diese Kreuzungen schliessen sich an die Mutationskreuzungen an, weichen aber durch die Erbzahlen ab.

Weitere Kapitel beschäftigen sich mit der Erklärung der Anpassungen, ein Abschnitt, der sehr kurz gehalten ist und wenig befriedigt, sowie mit der Theorie der intracellulären Pangenesis und den geologischen Mutationsperioden.

Der Reichtum des Buches kann in einer so kurzen, lediglich referierenden Übersicht nur angedeutet werden; auch für den Leser, der vielleicht mit manchen Grundgedanken des Verfs. nicht einverstanden ist, ist die Sammlung der Ergebnisse früherer Forschungen und ihre Einreihung unter neue Gesichtspunkte, die Darstellung der zahlreichen eigenen Forschungen von grösstem Wert und Interesse; auch verdient der Wert der Arbeit in praktischer Hinsicht, besonders für die Gartenkultur, hervorgehoben zu werden.

48. **Welden, W. F. R.** Mendels Laws of alternative inheritance in peas. (Biometrica, I [1902], p. 228—258.)

Der Aufsatz bringt kritische Bemerkungen zu den Gesetzen Mendels und ihrer Anwendbarkeit auf die verschiedenen Fälle. Verf. gibt zunächst eine Darstellung der Mendel'schen Regeln; er bespricht die Abweichungen der Zahlen, die das Experiment ergab, von denen, die die Theorie forderte, und findet, dass diese Abweichungen nach der Wahrscheinlichkeitsrechnung nicht zu gross sind. So sehr die mühevolle Arbeit Mendels auch zu schätzen ist, so lässt sich doch nicht leugnen, dass seine Regeln (der Dominanz und Spaltung) nicht für alle Charaktere bei Erbsenrassen stichhaltig sind, ja dass sie nicht einmal für die Charaktere sind, die Mendel besonders in seinen Untersuchungen hervorhebt (Cotyledonenfarbe etc.). Verf. stellt sorgfältig eine Auswahl solcher Ausnahmefälle aus der Literatur zusammen, wobei er auch besonders Arbeiten von Correns und Tschermak benutzt. Ein wichtiger Grund dafür, dass von verschiedenen Beobachtern recht verschiedene Resultate erhalten

Digitized by Google

worden sind, liegt in einer Tatsache, die von Mendel gar nicht beachtet worden ist, in der Einwirkung der Vorfahren auf die Ausbildung und das Hervortreten der Merkmale bei den Hybriden. Mendel ist der Ansicht, dass eine grünsamige Erbe mit einer gelbsamigen Erbse gekreuzt sich stets in einer bestimmten gleichen Weise verhält, wie auch beider Vorfahren gewesen sein mögen. Dieser Ansicht geben die Tatsachen nicht immer recht. Sie zeigen, dass die Dominanzregel bei manchen Rassen nicht gilt und zweitens dass die Intensität eines Charakters in einer Generation einer Rasse kein sicheres Maass ist für seine Dominanz bei Hybriden.

Das Verhalten eines Individuums bei der Kreuzung hängt sehr ab von den Eigenschaften seiner Vorfahren. Mendel hat jedenfalls nur mit sehr begrenzten Kombinationen ancestraler Charaktere operiert und man ist nicht berechtigt, seine Resultate auf grün- und gelbsamige Erbsenrassen von irgend welchem ancestralen Charakter auszudehnen. Für den Einfluss der Rasse werden verschiedene Beispiele angegeben.

Endlich geht Verf. besonders auf die Kreuzungen von Erbsen aus der Varietätengruppe „Telephon" ein, deren Resultate mit der einfachen Spaltungsregel Mendels nicht in Einklang zu bringen sind.

49. **Weldon, W. F. R.** Professor de Vries on the origin of species. (Biometrika, I [1902], p. 365—874.)

Die Arbeit ist eine Kritik der Mutationstheorie von de Vries, dessen scharfe Unterscheidung von Variation und Mutation Verf. nicht billigen kann.

50. **Wettstein, R. v.** Der Neo-Lamarckismus. (Verh. Ges. Deutsch. Naturf. und Ärzte, 1902, S.-A., p. 1—17.)

51. **White, A.** The saltatory origin of species. (Bull. Torr. Bot. Cl., 29 [1902], p. 511—522.)

Verf. beschreibt eine Form von *Lycopersicum*, die durch Mutation entstanden ist und vergleicht diese Entstehung mit den von de Vries in der „Mutationstheorie" beschriebenen Phänomenen. Die Tomaten werden in einer grossen Anzahl von Varietäten in den Gärten in Nordamerika kultiviert; die Varietäten lassen sich in mehrere Gruppen zusammenfassen, die sich erblich dermassen unterscheiden, dass man sie sicher als Arten trennen würde, wenn sie in wildem Zustande aufgefunden worden wären. Verf. unterscheidet insbesondere drei Gruppen, da er als „atavic, solanoid und latifoliate groups" bezeichnet und charakterisiert. Er pflanzte 1898 Samen einer Varietät der ersten Gruppe; die Pflanzen erhielten ganz den Varietätscharakter; aus ihren Samen aber entstanden 1899 Pflanzen, die sämtlich mutiert waren und den Charakter der zweiten Gruppe aufwiesen. 1900 und 1901 wiederholt Verf diesen Versuch mit demselben Erfolge. Die neu entstandene Varietät hat sich 1902 als beständig erwiesen. Der Einfluss von Kreuzungen ist nach dem Verf. gänzlich ausgeschlossen, wir haben es mit Mutationen zu tun. Verf. bespricht des längeren die Theorie und die Versuche von de Vries, deren Übereinstimmung mit seinen Resultaten er hervorhebt. *Lycopersicum* ist also in einer mutablen Periode und *L. esculentum* hat durch Mutation zwei Arten die Entstehung gegeben, die Verf. oben als Gruppen („solanoid und latifoliata") bezeichnete. Deren systematischer Wert als Arten wird durch die Namen *Lycopersicum solanopsis* und *L. latifoliatum* ausgedrückt, die neben *L. esculentum* stehen.

52. **Yule, G. Udny.** Mendels Laws and their probable relations to intraracial heredity. (The New Phytologist, 1902, p. 198—207, 222—238.)

Digitized by Google

53. **Yule, G. Udny.** Variation in the number of Sepals in *Anemone nemorosa* L. (Biometrica, I [1902], p. 307—309.)

54. **Tower, W. L.** Variation in the ray-flowers of *Chrysanthemum leucanthemum* L. at Yellow springs, Ohio. (Ibid., p. 309—315.)

55. **Lee, Alice.** Dr. Ludwig on Variation and Correlation in Plants. (Ibid., 316—319.)

56. **Pearson, K. and Yule, G. U.** Note on Variation in ray-flowers of *Chrysanthemum leucanthemum* L. at Keswick.

Die 4 Arten sind mit einer Einleitung (p. 303—306) als Studien „on the sources of apparent polymorphism in plants etc." zusammengefasst.

XIV. Pflanzenkrankheiten.

Referent: Paul Sorauer.

Betreffs der Einschränkung unserer Berichte verweisen wir auf das im vorigen Jahre Gesagte und fügen nur hinzu, dass wir bei dem Anwachsen des Materials zu neuen Einschränkungen uns gezwungen sehen. Dieselben bestehen darin, dass wir nunmehr auch alle Arbeiten über Gallen*) unberücksichtigt gelassen haben, um mehr Raum für die übrigen Krankheitsgebiete zu gewinnen. Die Angabe der Titel derjenigen Arbeiten, die uns nicht zugänglich gewesen, erfolgt im nächsten Jahrgang.

I. Schriften verschiedenen Inhalts.

1. **Rostrup, E.** Plantepatologi. Haandbog i Læren om Plantesygdomme for Landbrugere, Havebrugere og Skoobrugere. (Med 259 Figurer i Texten. Koebenhavn, 1902, gr. 8°, 6 u. 640 pp.)

Dieses Handbuch der Pflanzenpathologie umfasst alles, was aus Dänemark über Pflanzenkrankheiten und -Missbildungen, mit Ausnahme der durch Tiere verursachten Krankheiten bekannt wurden. Selbstverständlich wurden alle Angaben der in- und ausländischen Literatur berücksichtigt; der Hauptsache nach aber ruht die Darstellung auf den eigenen Beobachtungen des Verfs. durch einen Zeitraum von über 30 Jahren, und manche für die Pflanzenpathologie und Mykologie originale Tatsache ist hier niedergelegt. Die zahlreichen Figuren sind fast ausschliesslich original, die meisten eben zu diesem Werke hergestellt und besonders die Abbildungen von kranken Pflanzenteilen oder von grösseren Pilzen sind als Produkte feiner Illustrationskunst hervorzuheben. Der Text ist, bei seiner durchaus wissenschaftlichen Form, doch für jeden interessierten Laien, für jeden Gärtner, Landwirt oder Forstmann, verständlich. Zahlreiche Tabellen und Register erleichtern ihm die Bestimmung der Krankheit und ihres Erregers, und die präventiven und therapeutischen Mittel wurden, soweit solche bekannt waren, angegeben.

Porsild.

---

*) Siehe die Referate von Dalla Torre, Wechselbeziehungen zwischen Tieren und Pflanzen, wo die Gallen behandelt werden. Fedde.

Digitized by Google

2. **Kirchner, O.** und **Boltshauser, H.** Atlas der Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. VI. Serie: Weinstock u. Beerenobst, 20 Taf. m. Text in Mappe. Preis 12 Mk.

Das vorliegende Heft bildet den Schluss des praktischen und wohlfeilen Atlas und bringt auf den ersten beiden Tafeln die Reblaus und ihre Beschädigungen an Wurzeln und Blättern; die folgenden Tafeln führen uns den falschen und echten Meltau und den schwarzen Brenner vor. Von den tierischen Feinden werden der Traubenwickler, der Springwurmwickler, Rüsselkäfer, Cicaden, Milbenspinne und Schildläuse behandelt. Es folgen Filzkrankheit und Grind des Weinstocks, Johannisbeerrost und Weymouthskiefern-Blasenrost, die Blattfleckenkrankheit und die schädlichen Insekten der Johannisbeere, sowie diejenigen der Stachelbeere und Himbeere. Von der Erdbeere wird die verbreitetste Erscheinung, die Blattfleckenkrankheit vorgeführt.

8. **Kirchner, O.** Die Obstbaumfeinde, ihre Erkennung und Bekämpfung. Gemeinverständlich dargestellt von Professor Dr. O. Kirchner, Vorstand des Instituts für Pflanzenschutz a. d. Kgl. Württemb. Akad. Hohenheim. (Stuttgart, Eugen Ulmer, 1903, 8°, 87 S. Mit 2 Tafeln, kolor. Abb. u. 18 Textfig. Preis 2 Mk.)

Ein kurzer Leitfaden, dessen Schwerpunkt in den beiden farbigen Tafeln liegt, die mehr als hundert pflanzliche und tierische Schädlinge der Obstbäume zur Anschauung bringen. Die Mehrzahl der Bilder ist Kirchners Atlas entlehnt, wobei einige dort weniger gelungene Abbildungen durch bessere ersetzt worden sind. Der Text ist in knappster Form gehalten; er beschäftigt sich zunächst mit der allgemeinen Angriffsweise der Schädlinge und geht dann zu einer Erklärung der Abbildungen über, um mit der Angabe der Bekämpfungsmittel und ihrer Herstellung zu schliessen.

4. **Hollrung, M.** Jahresbericht über die Neuerungen und Leistungen auf dem Gebiete des Pflanzenschutzes. Herausgegeben von Prof. Dr. M. Hollrung, Vorsteher der Versuchsstation für Pflanzenschutz der Landwirtschaftskammer für die Provinz Sachsen. Dritter Band, Das Jahr 1900. (Berlin, Paul Parey, 1902, 8°, 291 S. Preis 10 Mark.)

Wir können für den vorliegenden Band, der in seiner äusseren Gestaltung und inneren Gliederung von den früheren Jahrgängen nicht abweicht, nur die Empfehlung wiederholen, die wir früher bereits ausgesprochen.

5. **Hartig, Robert.** Holzuntersuchungen. Altes und Neues. (Berlin, Julius Springer, 1901, 8°, 99 S. m. 52 Textabb. Preis 8 Mk.)

Ein Hauptresultat dieser Studien ist der Nachweis, dass bei den Bäumen die individuellen Schwankungen so gross sind, dass nur fortgesetzte und sehr zahlreiche Untersuchungen an einem nach gewissen Gesichtspunkten ausgewählten Material zu einer richtigen Beurteilung des Holzkörpers führen können. Wir greifen in dieser Beziehung ein Beispiel heraus. Wiederholt ist der Versuch gemacht worden, bei den beiden deutschen Eichenarten die Markstrahlen zur Feststellung spezifischer Unterschiede zu benutzen. Nun weist Hartig nach, dass der Lichteinfluss den Prozentsatz der Markstrahlen steigert, dass das Markstrahlgewebe von oben nach unten hin sich auffällig vermehrt und in den Wurzeln am meisten ausgebildet ist, also der Baum in jeder Höhe ein anderes Bild gibt. Ausser dem Lichte wirken aber alle anderen Wachstumsfaktoren ebenso verändernd auf den Bau des Holzkörpers ein, so dass jeder

Digitized by Google

Baum das Produkt seines individuellen Standortes ist. Mehrfach finden sich speziell pathologische Erscheinungen behandelt, wie z. B. die Entstehung von Doppelringen nach Spätfrösten, die Verschlechterung des Holzkörpers bei Wurzelverlust u. dgl.

6. **Delacroix, G.** Atlas des Conférences de Pathologie végétale professées à l'Institut National Agronomique par le Dr. Georges D. Maître des Conférences. Directeur de la Station de Pathologie végétale. (Paris, Jaques Lechevalier, 8°, 56 Taf.)

Delacroix bietet hier auf engem Raum eine Fülle pathologischer Bilder in einfacher Federstrichzeichnung, stets begleitet von dem Text, der derartig eingerichtet ist, dass der Leser bei jedem Blatt der Zeichnungen, das er aufschlägt, die Erklärung der sämtlichen Figuren auf der Nebenseite findet, so dass er niemals umzuwenden braucht. Neben dem Habitusbilde des erkrankten Pflanzenteils werden die charakteristischen Merkmale des Parasiten skizziert. Die vorgeführten Beispiele betreffen fast ausschliesslich die verbreitetsten Kulturpflanzen. Die meisten Figuren sind Originalzeichnungen; wo der Verf. genötigt war, einzelne Abbildungen anderen Werken zu entnehmen, ist gewissenhaft der Autor genannt worden.

7. **Cuboni, G.** Ricerche sulle malattie delle piante. Annuario della R. Stazione di Patologia vegetale di Roma diretta dal Dr. Giuseppe C., Prof. inc. nella R. Universita di Roma, Socio corr. A. R. Acad. dei Lincei. Vol. I. (Modena, 1901, 8°, 217 S.)

In diesem ersten Jahrbuch der phytopathologischen Station zu Rom erörtert zunächst der Direktor Cuboni die Ziele, die Einrichtung und die Dotation des Institutes und gibt sodann eine Aufzählung der bisher erschienenen Publikationen, die einschliesslich der vorliegenden bereits auf 89 gestiegen sind. Die weitaus grösste Anzahl der Arbeiten ist von Cuboni, Brizi und Peglion geliefert worden; ausserdem finden wir als Mitarbeiter noch die Namen Pizzigoni, Mond, Celotti, Kruch, Mengarini, Misciattelli und Arieti. Von letztgenanntem Autor rührt die erste Arbeit im vorliegenden Hefte her, welche die Präventivbehandlung der Cerealien gegen die Brandkrankheiten betrifft. Es schliesst sich daran eine Reihe von Abhandlungen Peglions über die wahrscheinliche Ursache des Erdgeschmacks der Weine, über den Parasitismus von *Botryosporium*, über die *Peronospora* des Getreides u. a. Von Brizi finden wir Beobachtungen über eine neue *Botrytis*-Art auf *Diospyros Kaki* und über Untersuchungen betreffend die Durchlöcherung der Weinblätter. Nach einer Mitteilung über Kappen des Hanfes von Peglion folgt die umfangreichste von Cuboni herrührende Abhandlung des Bandes, die sich mit der Teratologie und den Problemen der modernen Biologie beschäftigt.

8. **de Czik-Madéfalvi, J. G.** A Clusius-Codex mykologiai méltatása adatokkal clusius életraizához irta Csik-Madéfalvi Istvánffi Gyula. (Etudes et commentaires sur le Code de l'Ecluse augmentés de quelques notices biographiques par le Dr. Gy. Istvánffi de Czík-Madéfalva, Prof. de l'Université etc. Budapest, 1900, gr. Fol., 287 S., m. 22 Textfig. u. 91 chromolith. Tafeln. Preis 225 Fr.)

Nach eingehender Würdigung der wechselvollen Lebensverhältnisse von Clusius, bespricht Verf. die mit äusserster Eleganz abgebildeten Pilze und wendet sich dann zu der reichen Korrespondenz des Forschers, um in dem Abschnitt „Caroli Clusij et Aliorum Epistolae ineditae", mit Notizen aus den Werken von Clusius zu schliessen, welche für Ungarn speziell von Interesse sind.

Digitized by Google

Abgesehen von dem lateinischen Originaltext bedient sich Verf. selbstverständlich der ungarischen Sprache, gibt aber nach jedem Kapitel eine wortgetreue französische Übersetzung. Diese Einrichtung ermöglicht erst die Benutzung des mit facsimilierten Briefen und Holzschnitten reichlich geschmückten Buches, das Verf. mit grosser Liebe bearbeitet hat. Freilich werden bei dem hohen Preise des Werkes fast nur Bibliotheken in der Lage sein, dasselbe zu erwerben, aber für diese ist die Beschaffung auch notwendig, weil wertvolle Beiträge für die Geschichte der Botanik darin niedergelegt sind.

9. **Schrenk, H. v.** On the Teaching of Vegetable Pathology. (Bull. Torrey Bot. Cl., XXIX, 1902, S. 57.)

Ansichten, in welcher Weise die Phytopathologie gelehrt werden sollte.

10. **Pammel, L. H., Weems, J. B.** and **Lamson-Scribner, F.** The grasses of Jowa. Jowa Geological Survey Bull. I. (Des Moines, Jowa, 1901, 8°, 525 S. mit 220 Textfiguren und 8 kol. Taf.)

Neben der systematischen Beschreibung der Kulturgräser bringt das Werk eine eingehende Behandlung der durch Mycelpilze und Bakterien hervorgerufenen Krankheiten der Gräser. Selbstverständlich wird auf die praktische Seite grosse Aufmerksamkeit verwendet, indem der Bestand und die Kultur der Wiesen einer Prüfung unterzogen werden, wobei auch andere Futterpflanzen ihre Berücksichtigung finden. Den Schluss bilden zahlreiche Analysen von Heu und anderen Futterarten und Ratschläge behufs Anlage von Grasnutzungen.

Es ist selbstverständlich, dass bei der Vielseitigkeit des Gegenstandes eine Arbeitsteilung nötig war. Dieselbe hat in der Weise stattgefunden, dass Lamson-Scribener den systematisch beschreibenden Teil geliefert, während der chemische Teil von Weems und die Bearbeitung der Krankheiten und der allgemeinen ökonomischen Verhältnisse von Pammel ausgeführt worden sind.

11. **Selby, Augustine D.** A condensed handbook of the diseases of cultivated plants in Ohio. (Columbus, 1900, Ohio Agricultural Experiment Station, Wooster, Bull. 121, 8°, 69 S.)

Eine recht praktische, nachahmenswerte Arbeit. In sehr knapper Form gibt der durch zahlreiche Abbildungen unterstützte Text einen Einblick in die hauptsächlichsten Krankheiten der Kulturpflanzen von Ohio, wobei betreffs ausführlicheren Studiums auf die früheren Veröffentlichungen der Station hingewiesen wird. Was die kleine Schrift besonders brauchbar macht, ist der als Anhang gegebene Spritzkalender, welcher erstens die Zusammensetzung der empfohlenen Fungicide und Insekticide gibt und zweitens tabellarisch für die einzelnen alphabetisch geordneten Kulturpflanzen eine Übersicht liefert, gegen welche Krankheiten eine Behandlung anzuraten ist, worin dieselbe besteht, wann und in welcher Form und Wiederholung dieselbe ausgeführt werden muss und welche Vorsichtsmassregeln dabei zu beobachten sind.

12. **Mottareale, G.** Passato, presente ed avenire della Patologia vegetale. (S.-A. aus L'Italia Articola, an. I. Napoli, 1902, 16 S.)

Eine recht summarische, einseitige, historische Darstellung der Pflanzenpathologie. Der Errungenschaften der Neuzeit wird wenig gedacht, und nur das Streben, Bakterien überall zu finden, gegeisselt. Durch einzelne Bahnbrecher wird ein Heilverfahren schon jetzt eingeschlagen, welches die Pflanzen immun gegen einzelne Krankheiten herstellen wird. Solla.

Digitized by Google

II. Ungünstige Bodenverhältnisse.

a) Wasser- und Nährstoffüberschuss.

18. **Noack, F.** Eine Treibhauskrankheit der Weinrebe. (Gartenflora, 50. Jahrg., 1901, 28. Heft, cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 58.)

In einem Treibhause trat am blauen Trollinger eine Krankheit auf und richtete empfindlichen Schaden an. Es zeigen sich an den Beeren anfangs helle Flecke, die allmählich einsinken und sich bräunen. Das Fruchtfleisch stirbt an der betreffenden Stelle ab. Ausserdem treten auf beiden Seiten der Blätter, hauptsächlich auf der Unterseite, zahlreiche, kleine, anfangs grünliche, später dunkelbraune Knötchen auf. Diese Knötchen oder Wärzchen sind abnorme Gewebewucherungen des Blattparenchyms und stimmen mikroskopisch mit den Blattintumescenzen überein, die man vielfach an Treibhauspflanzen beobachtet hat und die für *Eucalyptus rostrata* und *Acacia pendula* von Sorauer (Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., 1899, S. 457 und im Handb. der Pflkr., II. Aufl., Bd. 1, S. 224) beschrieben worden sind. Die besprochene Rebenkrankheit, sowohl die Beerenflecke wie die Blattintumescenzen, sind nach Ansicht des Verf. auf die ungünstigen Lebensbedingungen im Treibhaus (hohe Temperatur bei mangelhafter Transpiration) zurückzuführen. An den Beeren sollen die Flecke durch anhaftende Wassertropfen, durch welche die Transpiration an jenen Stellen völlig gehemmt wird, hervorgerufen werden. Mit dem Reifen der Beeren, sobald nicht mehr so viel im Hause gespritzt wird, lässt die Krankheit nach. Um die Krankheit zu bekämpfen oder vielmehr zu verhüten, empfiehlt es sich, bei der Traubentreiberei für gute Lüftung zu sorgen und das Spritzen möglichst einzuschränken.

14. **Copeland, E. B.** Haberlandt's new organ on *Conocephalus*. (H.'s neues Organ bei *Con.*). Botanical gazette, 8. ser., vol. XXXIII, No. 4, 1902, cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 802.

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich mit den Schlussfolgerungen, die Haberlandt in seinem Aufsatz: „Über experimentelle Hervorrufung eines neuen Organs bei *Conocephalus ovatus* Tréc." (Botan. Untersuchungen S. Schwendener dargebracht, Berlin, 1899, Gebr. Borntträger), aus der Beobachtung zieht, dass nach künstlicher Vergiftung der normalen Hydathoden an den Laubblättern ganz anders gebaute Ersatz-Hydathoden entstanden, welche ebenso ausgiebig als wasserausscheidende Apparate fungierten. Haberlandt spricht diese Ersatz-Hydathoden als zweckmässig gebaute und — funktionierende neue Organe an und nicht als zufällige Gebilde, auf den Reiz der Verwundung entstanden, weil sie an bestimmten Stellen auftreten, die Pflanze durch aktives Herauspressen von dem überschüssigen Wasser befreien und weil weder bei *Conocephalus* noch bei einer verwandten Pflanze ähnliche Gebilde vorkommen. Copeland bemerkt dem gegenüber, dass ähnliche Neubildungen unter den gleichen Bedingungen, als Reaktion auf Wasserüberschuss, von vielen Pflanzen hervorgebracht werden und dass die Funktion der Ersatz-Hydathoden in ihrem Bau begründet ist.

Sehr dünne Wände und spärlicher protoplasmatischer Belag begünstigen ein passives Filtrierenlassen des Wassers unter Druck; eine „Zweckmässigkeit" kann darin nicht gesehen werden. Ganz ähnliche Gebilde sind die Wasserblasen bei der Tomate, die, zuerst von Atkinson beschrieben (Oedema of the tomato. Repr. Agr. Exp. Stat. Ithaca, N. Y., 1898, p. 101) und vom Verf. in seinem Laboratorium

Digitized by Google

künstlich durch überreiche Bewässerung erzeugt wurden. Gleich den Ersatz-Hydathoden entstanden sie oberhalb der Gefässbündel aus verschiedenen Gewebeformen, die sich schlauchförmig streckten, unten durch Querwände teilten, oben keulenförmig anschwollen, sehr dünne Wände und spärlichen protoplasmatischen Inhalt hatten. Bei starkem Wasserdruck und herabgedrückter Verdunstung erschienen die Wasserblasen feucht, schieden aber kein tropfbar flüssiges Wasser aus; dieses trat vielmehr am Blattrande aus. Sie verhielten sich augenscheinlich passiv bei der Wasserausscheidung und das Wasser entwich auf dem bequemeren Wege. Wissenschaftlich lässt sich kein Unterschied machen zwischen den Gebilden bei *Conocephalus* und bei der Tomate; beide müssen als Wasserblasen angesehen werden, und es ist rein zufällig, dass sie bei *Conocephalus* dem Wasser den günstigsten Auslass darbieten. Haberlandt selbst bemerkt, dass bei Wasserüberfluss die Wurzelhaare Wasser ausscheiden können, ohne dass man darin eine „zweckmässige" Reaktion sehen noch sie als Wasserausscheidungsorgane bezeichnen kann. Auf den verschiedensten Pflanzenteilen können derartige Gebilde bei Wasserüberschuss und herabgeminderter Verdunstung hervorgebracht werden, Beispiele dafür werden aus Arbeiten von Tubeuf, Schrenk, Dale und Sorauer zitiert; letzterer ist betreffs *Conocephalus* zu denselben Schlussfolgerungen wie Verf. gelangt.

15. **Sorauer**, P. Eigenartige Erkrankung von *Rosa canina*. (Z. f. Pflkr., 1903, S. 126.)

In vielen Baumschulen wurde zur Zeit des Aufdeckens der Rosen ein Absterben der zur Unterlage bei Hochstämmen dienenden *Rosa canina* im Frühjahr 1902 wahrgenommen. Die Rinde zeigt einseitig oder stammumfassend kleinere oder mehr als Handlänge erreichende Stellen von hellgrauer Färbung mit tiefer braunen Inseln oder gleichartig rotbrauner Farbe und unebener Oberfläche. Entweder finden sich schmale hellgraue Längsstriemen oder (meist gruppenartig) dunkelbraune, halbkugelige Wärzchen, die an ihrer Spitze meist eine feine Öffnung erkennen lassen, so dass man zunächst diese Gebilde für Pilzlager ansieht.

Indes ergibt der mikroskopische Befund nur in seltenen Fällen Mycelansiedlung. Vielmehr sieht man in Querschnitten durch die Anfangsstadien, dass die warzigen Gewebe von der Rinde des Rosenstammes selbst erzeugt werden und zwar durch Gewebeausdehnung unterhalb der Spaltöffnungen der Rinde. Zunächst bemerkt man, dass in einzelnen Epidermisgruppen in der Umgebung einer Spaltöffnung der Zellinhalt purpurbraun wird, während die Wandungen anfangs und die dicke Cuticularglasur stets farblos verbleiben. In der Rosenrinde sind die zur Festigung beitragenden Collenchymschichten unter der Epidermis an den Stellen, wo Spaltöffnungen sich befinden, durchbrochen von zartwandigerem, chlorophyllreichem Parenchym, das bis an die Spaltöffnungen heranreicht. Bei dem Auftreten der purpurbraunen Verfärbung bemerkt man, dass von den Spaltöffnungen ausgehend das darunterliegende Rindenparenchym seinen Inhalt zu klumpigen braunen Massen umändert, nachdem in einzelnen Zellen neue Scheidewände aufgetreten und das Gewebe sich vorgewölbt hat. Diese erkrankende Gewebegruppe wird meist von einer uhrglasförmigen Korkzone gegen den übrigen gesunden Rindenteil abgegrenzt. Genügt dieser Abschluss zum Schutz der übrigen Rinde, dann erkennt man mit blossem Auge nur eben schwärzliche Wärzchen auf der grünen Rinde. Die Öffnung, die meist in der Mitte der breitkegelförmigen bis halbkugeligen Erhebung bemerkbar, entsteht dadurch, dass durch die unterhalb des erkrankten Gewebes gebildete

Digitized by Google

Korkzone der erkrankte Gewebekegel in die Höhe getrieben wird und an seinem Gipfel samt der glänzenden Cuticulardecke klaffend sich spaltet.

In der Mehrzahl der beobachteten Fälle aber hat sich der erwähnte Korkverschluss des ersten Erkrankungsherdes nicht ausreichend erwiesen. Denn man sieht die Gewebebräunung meist seitlich und in die Tiefe sich ausbreiten, das Kambium erreichen und an den Markstrahlzellen markwärts fortschreiten. Zellinhalt und die nachträglich sich bräunenden Membranen trocknen zusammen, ebenso das Kambium. Das tiefbraune Kambium gerät in bröckligen Zerfall.

In dem ebenso wie die Rinde gänzlich stärkelosen Holzkörper findet man die Markstrahlen in Inhalt und Wandungen gebräunt; die Holzzellen und die Mehrzahl der Gefässe erscheinen hellwandig und normal; aber bei einzelnen zerstreuten Gefässröhren macht sich eine Braunfärbung der Wandung und ein körniger Zerfall der inneren Auskleidung bemerkbar, so dass bisweilen die Gefässwand ausgenagt erscheint. In den schwersten Fällen ist das gesamte Gewebe einschliesslich der derbwandigen, stark porösen Markzellgruppen gebräunt. Der über einer derartigen Stelle befindliche Stammteil muss nun auch absterben.

Verf. erklärt sich das Zustandekommen der Erkrankung während der winterlichen Ruhezeit folgendermassen: Die Rosen kommen mit dem feuchten Boden in lange Berührung. Da sie infolge der Düngung oder ihres Standortes auf humushaltigem, stickstoffreichem Boden sehr lange in Vegetation bleiben und im vergangenen Winter nicht durch Frost zum vollkommenen Stillstand ihrer vegetativen Tätigkeit gelangt sind, so hat die dauernde Feuchtigkeit die Anfänge zur Lenticellenbildung abnorm gesteigert, die darüberliegenden Spaltöffnungen auseinander getrieben und damit Einfallspforten für Fäulnisvorgänge geschaffen, die später durch verschiedene parasitäre Organismen unterstützt werden.

16. **Wilfarth, H.** Wirkt eine Stickstoffdüngung der Samenrüben schädlich auf die Qualität der Nachkommen? (Zeitschrift des Vereins der deutschen Zuckerindustrie, Bd. 50, Heft 528, S. 59—66.)

Nach Ansicht von G. Ville ist die Methode, Samenrüben stark mit Stickstoff zu düngen, durchaus falsch; denn der Same erzeuge nur dann zuckerreiche Nachkommen, wenn er von einer Samenrübe stammt, die ohne Stickstoff-Düngung angebaut sei. Vor allen Dingen verlangt er, dass der organische Dünger fern gehalten wird. Als Beweis für die schädliche Wirkung desselben führt er nun einen Versuch an; doch beweist nach Verf. dieser Versuch eigentlich nicht die schädliche Wirkung der Gründüngung, sondern er stellt nur fest, dass man nicht noch grössere Mengen Stickstoff zugeben darf, wenn die Rüben schon in der Gründüngung genügend erhalten haben. Auch in der Literatur finden sich teils unklare, teils sich widersprechende Angaben, aber kein Versuch, der für die Ansicht von G. Ville spricht, dass die Qualität der Nachkommen leidet, wenn die Samenrübe mit Stickstoff gedüngt wird. Durch die Strohmerschen Untersuchungen über den Nährstoffbedarf der Rübe im 2. Vegetationsjahre wird aber klar gestellt, dass die Samenrübe der Stickstoffdüngung bedarf, wenn sie eine volle Ernte geben soll, und es steht dies durchaus im Einklang mit den Erfahrungen der Landwirte.

Als Resultat der Versuche Wilfarth's ergab sich folgendes:

Es lässt sich nicht nachweisen, dass starke Stickstoffdüngung zu Samenrüben einen verschlechternden Einfluss auf die Nachkommen ausübt. — Die

Digitized by Google

theoretische Wahrscheinlichkeit und auch die praktische Erfahrung der Züchter sprechen sich in demselben Sinne aus. Es liegt also gar kein Grund vor, von dem bisher geübten Verfahren, die Samenrüben reichlich mit Stickstoff zu düngen, abzugehen.

17. **Wilfarth, H.** und **Wimmer, G.** Die Bekämpfung des Wurzelbrandes der Rüben durch Samenbeizung. (Sep.-Abdr. a. Zeitschr. d. Ver. d. deutschen Zuckerindustrie, Bd. 50, Heft 529, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1908, S. 49.)

Die Verff. kommen zu folgenden Resultaten: 1. Die Beizung des Rübensamens mit 0,5 proz. Karbolsäure zwecks Verhütung des Wurzelbrandes ist zur Zeit die einfachste, billigste und sicherste Beizmethode. — Bei Anwendung roher Karbolsäure ist völlige Wasserlöslichkeit derselben Vorbedingung. — 2. Geht der Wurzelbrand nur vom Samen aus, so wird er durch die Desinfektion allein fast ganz verhindert. 3. Finden sich die Erreger des Wurzelbrandes (Pilze oder Bakterien) im Boden in grösseren Mengen oder ist die Beschaffenheit des Bodens geeignet, den Wurzelbrand zu befördern, so ist ausser der Desinfektion auch noch Kalken und entsprechende Bodenbearbeitung erforderlich.

Zum Beizen von 1 Ztr. Rübensamen löst man $1^1/_2$ kg Karbolsäure (acidum carbolicum liquidum crudum 100%) oder auch, wenn man dieselbe durchaus nicht erhalten kann oder die höheren Kosten nicht scheut, reine kristallisierte Carbolsäure in 3 Hektoliter Wasser.

Die Karbolsäure muss wasserlöslich sein, 0,5 g müssen sich bei wiederholtem Schütteln in 1 l Wasser in 5—10 Minuten lösen.

Nachdem die Karbolsäure in das Wasser gegossen ist, wobei man die Berührung derselben mit den Fingern vermeiden muss, ist die Flüssigkeit so lange zu rühren, bis eine direkt nach dem Rühren entnommene Probe keine schwimmenden Karbolsäureteilchen mehr zeigt.

Nun schüttet man die Samen hinein und rührt im Verlaufe der nächsten Stunden wiederholt und kräftig, um die Samen gleichmässig zu benetzen und anhaftende Luftbläschen zu entfernen. Sodann beschwert man die Samen mit Brettern oder Gewichten oder anderen schweren Gegenständen, so dass sie ganz von der Flüssigkeit bedeckt sind. Nach etwa 20 Stunden, von Beginn der Operation an gerechnet, entfernt man die Samen aus der Flüssigkeit, breitet sie in einem luftigen Raume in dünner Schicht aus und harkt sie wiederholt um. Sobald das Saatgut genügend abgetrocknet ist, kann es gedrillt werden, kann aber auch, wenn es trocken ist, beliebig lange liegen bleiben, ohne zu leiden.

Will man die Beizflüssigkeit mehrmals benutzen, so braucht man den jedesmaligen Verlust nur durch ebenso bereitete Lösung zu ergänzen; doch tut man gut bei den ohnehin schon geringen Kosten, die Lösung nicht so oft zu benutzen.

18. **Kudelka, F.** Über den Wurzelbrand. (Blätter f. Zuckerrübenbau, 1902, p. 83.)

Der Wurzelbrand tritt nur bei schwächlichen und in den ersten Stadien des Wachstums gehemmten Rüben auf, die dadurch für die Angriffe von *Phoma Betae* empfänglich werden, die gesunden kräftigen Pflanzen nichts anhaben kann. Die Anlage zur Schwächlichkeit liegt im Samen; aber auch Kälte und grosse Temperaturschwankungen können einen Wachstumsstillstand herbeiführen. Schwerer, leicht verkrustender Boden, der den Luftzutritt zu den Wurzeln behindert, Mangel an assimilierbaren Nährstoffen, zu tiefes Säen und Pflügen,

Digitized by Google

und endlich Insektenfrass können zu Ursachen des Wurzelbrandes werden, weil sie die Pflanze schwächen und dadurch für Angriffe von Parasiten disponieren.

Um der Krankheit vorzubeugen, sollten Felder, auf denen sich erfahrungsgemäss der Wurzelbrand einstellt, zuletzt bestellt werden. Tiefes Aussäen und Pflügen sind zu vermeiden; kalte, schwere Böden kalke man mit Ätzkalk oder Scheideschlamm und säe auf wurzelbrandigen Böden Rüben nie ohne Superphosphatdüngung.

19. Untersuchungen über das Wurzelleben der Pflanzen. Um den Einfluss, den die Zufuhr von Stickstoffverbindungen auf das Wachstum der Wurzeln ausübt, zu prüfen, wurden an Keimpflanzen von Kürbis und Erbse Versuche mit Nährsalzlösungen von verschiedener Konzentration angestellt.

4 g zweibasisches phosphorsaures Kalium, 4 g schwefelsaures Calcium, 2 g schwefelsaures Magnesium, 0,5 g phosphorsaures Eisen, 0,5 g Chlornatrium, und 4 g salpetersaures Ammonium, in 15 Liter Wasser verteilt, gaben 1 ‰ Nährsalzlösung. Es zeigte sich, dass Lösungen von ½ ‰, 1 ‰ und meist auch noch 2 ‰ Anlage und Entwickelung der Wurzeln direkt günstig beeinflussen, stärkere Konzentrationen aber hemmend wirken.

Übermässige Düngung mit leicht löslichen Nährsalzen kann daher, namentlich bei Topfpflanzen, nicht nur durch Erschwerung der Wasseraufnahme, sondern auch durch Hemmung der Neubildung von Wurzeln von ungünstigem Einfluss auf das Gedeihen der Pflanzen sein. (VIII. Jahresber. d. Versuchsstation f. Obst-, Wein- und Gartenbau in Wädensweil.)

20. Gegen den Wurzelbrand der jungen Runkelrüben wird Schwefelkohlenstoff als bestes Mittel angeraten. Es genügen 20 bis höchstens 25 g pro Quadratmeter, welche mittelst des Injektionspfahles in eine Tiefe von 20 cm in den Erdboden gegossen werden. Stellen sich trotzdem einzelne Krankheitserscheinungen ein, dann kann man die betreffenden Pflanzen mit einer Schwefelkohlenstoffemulsion bespritzen. Für den letzteren Fall nimmt man 500 g Schwefelkohlenstoff pro Hektoliter Wasser. — Als unmittelbare Ursache der Krankheit selbst werden meteorologische und Bodenverhältnisse angegeben. Es lassen sich aber eher präventive Massregeln ergreifen, als nachher kurativ vorzugehen. Die Vorbeugungsmassregeln sollen darin bestehen, dass man die Samen vor der Aussaat eine Zeitlang Formoldämpfen aussetzt. Schwefelkohlenstoff würde nicht dazu zu empfehlen sein, weil er die Keimfähigkeit der Samen unterdrückt. (Bollett. di Entom. agrar. e Patol. veget., VIII, S. 185 bis 187.) Solla.

21. **Stoklasa, J.** Beiträge zur Kenntnis des schädlichen Einflusses des Chilisalpeters auf die Vegetation. (Zeitschr. f. d. landw. Versuchswes. i. Österr., 1900, p. 35, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 714.)

Die Versuche des Verf. bestätigten, dass Halmfrüchte viel empfindlicher gegen das toxische Äquivalent des im Salpeter häufig vorhandenen Perchlorats sind, als Hackfrüchte. Zuckerrüben werden durch 2 % Perchlorat auf 200 bis 250 kg Salpeter pro ha nicht geschädigt, bei Halmfrüchten darf der Gehalt an Perchlorat 1 % nicht übersteigen.

22. **Loew, O., Aso, K.** und **Sawa, S.** Über die Wirkung von Manganverbindungen auf Pflanzen. (Flora, 1902, Bd. 91, p. 264, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 501.)

Geringe Dosen von Mangan (Manganoxydul) fördern das Wachstum. In

Digitized by Google

den „Manganpflanzen" zeigte sich eine Steigerung an Oxydasengehalt. Loew vermutet, dass durch die Oxydasen irgend welche nicht näher bekannte „Hemmungsstoffe" unschädlich gemacht und dadurch die Hindernisse, die unter gewöhnlichen Kulturbedingungen dem Wachstum der Pflanzen entgegenstehen, beseitigt werden. Das Vorkommen leicht assimilierbarer Manganverbindungen befördert vielleicht die natürliche Fruchtbarkeit gewisser Böden.

28. **Mangin, L.** Influence de la raréfaction produite dans la tige sur la formation des thylles gommeuses. (Compt. rend., 1901, II, 805.)

Aus den Studien des Verf. über die Entstehung der Gummithyllen in den Gefässen von *Ailanthus* ging hervor, dass sich diese bei schlechter Bodendurchlüftung entwickeln. Die Wurzeln leiden dann Not und können den Blättern nicht mehr das nötige Wasser liefern. Es tritt eine Luftverdünnung in den Gefässen ein, welche die Ausbildung der Gummithyllen zur Folge hat, und diese hemmen ihrerseits wieder den Wasserstrom. Eine künstliche Luftverdünnung in einem dickeren Zweige hatte dieselbe Wirkung.

b) Nährstoffmangel.

24. **Timpe, Heinrich.** Beiträge zur Kenntnis der Panachierung. (Dissertation, Göttingen, 1900, 126 pp, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 161.)

Panachierte Blätter sind in den farblosen Gebieten dünner als in den grünen: grenzt farbloses Gewebe unmittelbar an solches mit normalem Chlorophyllgehalt, dann finden sich auch die extremen Dickenunterschiede nebeneinander; bei allmählichem Übergang der Chlorophyllverteilung nimmt auch die Dicke des Blattes langsam ab.

In Blättern mit Schleimzellen (*Ulmus, Crataegus*) sind die farblosen Teile mit solchen minder reichlich versehen.

Das Maximum des Gerbstoffgehaltes (Kaliumbichromatreaktion) fand Verf. zumeist in den chlorophyllfreien Gebieten, wobei das Mesophyll die Differenzen im allgemeinen deutlicher zeigte als die Epidermen.

Stärke findet sich unter normalen Verhältnissen nur im grünen Gewebe. Bei *Acer Pseudo-platanus, Sambucus nigra, Pelargonium zonale, Begonia guttata* und *Acer Negundo* wurde sie ausserdem auch in der unteren Epidermis farbloser Gebiete aufgefunden. In vereinzelten Fällen (*Hoya variegata, Ilex aquifolium*) nimmt auch das farblose Mesophyll an der Stärkespeicherung teil, bei *Abutilon Thompsoni* enthält es sogar reichlicher Stärke als die grünen Teile, was dafür spricht, „dass dieses Objekt den gewöhnlichen Panachierungen nicht zuzuzählen ist." — Gerbstoffarme, bezw. freie Zellen der grünen Gebiete führen vielfach ziemlich bedeutende Stärkemengen, während gerbstoffreiche wenig Stärke enthalten. — Auf Zuckerlösung bilden auch die farblosen Teile reichlich Stärke und zwar bilden (entgegen den Angaben Winklers und Saposchnikoffs) die farblosen Gebiete meist mehr Stärke als die grünen. Jod färbt die Stärke der chlorophyllfreien Teile stets rötlich-violett. — Die Monocotyledonen speichern auf der Zuckerlösung keine Stärke.

25. **Otto, R.** Arbeiten der chemischen Abteilung der Versuchsstation des kgl. pomologischen Instituts zu Proskau O. S. im Jahre 1899/1900, I. Bericht. cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 56.)

In das Gebiet der Pathologie schlägt die Frage: Ist die chemische Zu

Digitized by Google

sammensetzung des Holzes der Zweige ein und desselben Obstbaumes (Apfel, Birne, Kirsche etc.) nach den vier verschiedenen Himmelsgegenden eine nach bestimmten Gesetzen verschiedene und ist es aus diesem Grunde gerechtfertigt, die Bäume nach bestimmten Himmelsrichtungen zu pflanzen?

Die analytischen Daten zeigen, dass zwar wesentliche Unterschiede in der Zusammensetzung des einjährigen Holzes nach den 4 Himmelsgegenden bei ein und demselben Obstbaum vorhanden sind, doch lässt sich aus den Analysen kein Schluss ziehen, nach welchen ein Pflanzen der Bäume nach ganz bestimmten Himmelsgegenden angezeigt erscheint.

26. Düngung der Obstbäume.

An jungen Apfelbäumchen wurden Düngungsversuche mit salpetersaurem Natron und mit Chlorkalium angestellt. Die mit reichlichen Salpetergaben gedüngten Bäumchen litten meist sehr von der Blutlaus und gingen z. T. ein, während die mit Chlorkalium gedüngten grossenteils üppiges Längenwachstum und dunkelgrünes Laub zeigten, auch nur wenig von der Blutlaus angefallen wurden. Die chemische Analyse ergab, dass mit der Steigerung der Salpetergaben die Trockensubstanz ab-, der Aschengehalt aber zunimmt. Bei Chlorkaliumdüngung wurde eine nicht unerhebliche Steigerung der Trockensubstanz konstatiert, was darauf hindeutet, dass bis zu einem gewissen Grade dadurch die Assimilation und damit die Transpiration und Wachstumsgeschwindigkeit gehoben werden; erst bei grösseren Gaben über 2 g pro Baum werden diese Funktionen herabgedrückt. (5. Jahresber. d. grossherz. Obstbauschule z. Friedberg i. d. W.)

27. **Wilfarth, H.** und **Wimmer, G.** Vegetationsversuche mit Zuckerrüben nebst Bemerkungen über die Ursache der Herzfäule. (Sep. Zeitschr. d. Vereins d. Deutsch. Zuckerind., Bd. 50, Heft 529, S. 173.)

Bei Sandkulturen, die unternommen wurden, um den Nährstoffbedarf der Zuckerrübe zu studieren, trat Herzfäule auf. Sie entstand weder durch Trockenheit, noch durch *Phoma Betae*, sondern sichtlich durch Ernährungsstörungen, hervorgerufen durch die Verarbeitung der Salpetersäure, die meist in der Form von salpetersaurem Kalke gegeben wurde. Wenn die Rübe sehr schnell vegetiert, entsteht nach Assimilation der Salpetersäure aus dem Kalkrückstande zuweilen nicht der unschädliche kohlensaure Kalk, sondern Ätzkalk, der schädlich auf das Pflanzenleben wirkt. Auch auf dem Felde wurde die Herzfäule besonders dort beobachtet, wo stark mit Salpeter gedüngt war; es scheint also zweifellos ein Zusammenhang der Krankheit mit den alkalischen Ausscheidungen im Boden zu bestehen.

28. Calciumkarbidrückstände als Kalkdüngung riefen bei *Nicotiana silvestris* ein kränkliches Aussehen hervor und es starben die unteren Blätter nach und nach ab.

Versuche mit der vielgepriesenen englischen *Jadoo fibre* lehrten bald, dass Nährstoffe in derselben nur in geringer Menge vorhanden sind, und dass die kostspielige *Jadoo fibre* nichts weiter ist, als mit Dungwasser gesättigter Torfmull. Bei schweren, leicht Krusten bildenden Böden wurde Torfmull zur Lockerung verwendet, mit gleichzeitiger Düngung. An der auffallend guten Entwickelung der Pflanzen liess sich die Zweckmässigkeit dieses Verfahrens erkennen (VIII. Jahresber. d. Versuchsstation f. Obst-, Wein- und Gartenbau z. Wädensweil.)

29. **Iwanowski, D.** Die Mosaik- und die Pockenkrankheit der Tabakspflanze. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 202.)

Digitized by Google

Verf. bemerkt mit Genugtuung, dass die von ihm bereits im Jahre 1892 vertretene Anschauung: unter dem Namen „Mosaikkrankheit" Ad. Mayer seien zwei ganz verschiedene Krankheiten, die Mosaikkrankheit und die Pockenkrankheit zusammengefasst, in der neuesten Arbeit von Woods (Observations on the Mosaic Disease of Tobacco. U. S. Depart. of Agric., Bull. No. 18, 1902) wiedergegeben ist.

80. **Busse, W.** Über die Mafutakrankheit der Mohrenhirse *(Andropogon Sorghum* [L.] Brot.) in Deutschostafrika. (Bericht 2 aus d. Kolonial-Wirtschafl. Komitee, Berlin.)

80a. **Busse, W.** Weitere Untersuchungen über die Mafutakrankheit der Sorghumhirse. (Sonderabdruck aus dem „Tropenpflanzer". Organ des Kolonial-Wirtschaftl. Komitees, 5. Jahrg., No. 8. — cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 82.)

Der Ernteertrag des wichtigsten dortigen Getreides, der „Mtama" *(Andropogon Sorghum)*, wird durch die Krankheit sehr beeinträchtigt. Wahrscheinlich handelt es sich um zwei Krankheiten, welche von den Beobachtern anfangs gar nicht auseinander gehalten wurden. Die Blätter und Stengel der Pflanzen bedecken sich zunächst mit honigartigen Ausschwitzungen („Mafuta" bedeutet Öl), welche sich später durch Eintrocknen in russartige, schwarze, leicht abblätternde Überzüge verwandeln sollen. Nach Ansicht des Verfs. sind diese Ablagerungen, welche er nicht nur auf der Mtama, sondern auch auf Unkraut, Gesträuch und Mangobäumen beobachtete, die eingetrockneten Absonderungen von Insekten und vergleichbar mit dem Honigtau europäischer Bäume. Referent konnte sich betreffs der schwarzen Überzüge des Gedankens an Russtau nicht erwehren. Ob Verf. dieselben mikroskopisch untersucht hat, ist nicht gesagt. In einem kurzen nachträglichen Bericht ist von einem „massenhaften Auftreten eines lausgrossen, weissen Schädlings", „Matak" genannt, die Rede, dem die sirupartigen Ausschwitzungen zugeschrieben werden. Diese Läuse sollen hauptsächlich bei Dürre Schaden anrichten. Sodann wird ein weiteres Krankheitsbild besprochen. Es treten an den Blättern und namentlich auf der Innenseite der Blattscheiden orangerote bis leuchtendrote oder rostfarbene Flecke und Streifen auf. Tierische oder pflanzliche Organismen konnte Verf. in diesen verfärbten Teilen der oberirdischen Pflanzenorgane nicht nachweisen. Dagegen fand er in den Wurzeln schmale Bohrgänge und längliche Höhlungen mit „Tierlarven", welche er für Nematoden und als die Erreger der Mafutakrankheit ansieht. Die Verfärbungen der oberirdischen grünen Organe sollen nur „sekundäre" Krankheitserscheinungen sein. Die Bezeichnung „Mafutakrankheit", die sich ursprünglich auf die honigartigen Ausschwitzungen bezieht, ist allmählich ganz auf die zuletzt besprochene Fleckenkrankheit, die von den dortigen Europäern auch als „Rost" bezeichnet wird und mit den Ausschwitzungen und schwarzen Überzügen offenbar in keinem Zusammenhang steht, übergegangen.

81. **Suzuki, U.** Chemische und physiologische Studien über die Schrumpfkrankheit des Maulbeerbaumes, eine in Japan sehr weit verbreitete Krankheit. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 208, 258, m. 2 Taf.)

Die Schrumpfkrankheit zeigt sich zuerst an den Blättern und Zweigen des Maulbeerbaumes, dessen Wachstum dadurch behindert wird, bis er schliesslich ganz zugrunde geht. Wo die Krankheit auftritt, werden allmählich alle Bäume einer Pflanzung davon befallen, so dass ein beträchtlicher Schaden für den Seidenraupenzüchter entsteht. Die Kulturrassen, die sich durch zarte

Digitized by Google

Blätter, ergiebigere Ernten oder schnelles Wachstum auszeichnen, sind empfindlicher, als hartblätterige, weniger saftige und langsamer wachsende. Pflanzen, welche mit zu viel löslichem Dünger forciert sind, erweisen sich empfindlicher, als solche, welche in magerem Boden, in Berggegenden oder in ungedüngtem Boden gezogen werden. Die Blätter der kranken Bäume werden gelb oder schmutzig grün und schrumpfen zusammen, die Äste sind gewöhnlich sehr dünn und stark verzweigt und beblättert, zuweilen werden die Zweige schlaff und weich. Die bösartige Krankheit hat sich nach und nach über ganz Japan verbreitet, überall dort, wo die sog. „Schnittmethode" eingeführt ist, bei der die Stämme oder Zweige kurz über dem Boden abgeschnitten werden, wenn die Pflanze drei Jahre alt ist, so dass die neuen Zweige aus dem Stumpf hervorschiessen und im folgenden Jahre wieder geschnitten werden. Es wird in der Regel von Ende Mai bis Anfang Juni geschnitten, also während der vollen Entwickelung der Blätter. Dieser wiederholte Schnitt der Pflanzen oder gleicherweise übermässiges Blattabpflücken in der Entwickelungsperiode ist die primäre Ursache der Krankheit. Die Reservestoffe, die sich im Winter in der Wurzelrinde und in den Stämmen aufgespeichert haben, wandern im Frühjahr, wenn die Blätter hervorkommen, nach den Entwickelungsherden, im Herbst kommen die Assimilationsprodukte der Blätter wieder zurück. Während der Entwickelungszeit sind daher die Wurzeln und Stämme sehr arm an Reservestoffen und das Schneiden der Zweige während dieser Zeit lässt den neugebildeten Trieben nicht die genügende Menge Nährmaterial zukommen. Die ersten Zeichen der Krankheit erscheinen immer an den neuen Zweigen, welche nach dem Schneiden hervorspriessen; wo im Winter oder im Frühling, ehe die Blätter herauskommen, geschnitten wird, bleiben die Pflanzen gesund. Durch übermässige Blätterernte können ebenfalls die Reservestoffe der Wurzeln und Stämme erschöpft werden. Kulturrassen, welche während der ersten Stufe der Entwickelung grosser Mengen Reservestoffe bedürfen, eine schwächere Absorptionstätigkeit haben, sind empfänglicher für die Krankheit, als andere. Junge Pflanzen erkranken selten, weil sie ihre Wurzeln viel energischer entwickeln und infolgedessen den Mangel an Reservestoffen schneller ersetzen können, als alte. Mikroorganismen sind nicht die Ursache der Krankheit, denn sie werden nicht immer in den kranken Pflanzen gefunden, sie können aber zweifellos die Krankheit beschleunigen oder das Absterben der kranken Pflanzen herbeiführen. Die schlechte Entwickelung und das Verfaulen der Wurzeln werden durch die Erschöpfung der Reservestoffe verursacht. In den erkrankten Blättern werden Oxydasen und Peroxydasen in abnormen Mengen gebildet, die nach A. Woods, wahrscheinlich nicht nur das Chlorophyll zerstören, sondern auch hemmend auf die Diastase einwirken und dadurch die Wanderung der Stärke und der Stickstoffverbindungen beträchtlich verzögern; denn in den kranken Blättern findet sich stets eine bedeutende Stärkeanhäufung. Auch die unvollständige Entwickelung des Leitungssystems in den kranken Pflanzen, die stark sauere Reaktion in den Blättern und die Verminderung der Aktivität der Zellen in den wachsenden Organen müssen ohne Zweifel die Stärkewanderung verzögern. Selbst die schwersten Krankheiten können geheilt werden, wenn die Pflanzen zwei oder drei Jahre nicht geschnitten und gut gedüngt werden, oder durch Absenken kranker Zweige in den Boden, wodurch sich an dem in die Erde gebogenen Teile neue Wurzeln bilden, die die Nährstoffe aus dem Boden aufnehmen.

Digitized by Google

III. Ungünstige Witterungsverhältnisse.

a) Wärmemangel.

32. **Matruchot, B.** et **Molliard, M.** Sur l'identité des modifications de structure produites dans les cellules végétales par le gel, la plasmolyse et la fanaison. (Compt. rend., 1901, I, 495.)

An Blättern von *Narcissus* haben die Verf. festgestellt, dass die durch Gefrieren, Plasmolyse und langsames oder auch schnelleres Vertrocknen in den Zellen hervorgerufenen Veränderungen dieselben sind. Die chromatische Substanz gewisser Zellkerne bildet ein weitmaschiges Netz, das sich nach der Peripherie zieht, das Chromatin kondensiert sich in Form einer Kalotte oder eines Ringes am Äquator. Der Kern nimmt eine sehr charakteristische uni- oder bipolare Struktur an. Die Orientierung der Elemente des Zellkernes steht in Zusammenhang mit seiner Stellung zum Zellsafte und der Dicke der beide trennenden Plasmaschicht. Die geschilderten Veränderungen sind vermutlich die Folge von Diffusionsvorgängen zwischen dem Zellkerne und dem übrigen Zellinhalte. Aus der Gleichheit der durch Gefrieren und Eintrocknen veranlassten Erscheinungen lässt sich schliessen, dass der Tod durch Erfrieren ein Vertrocknen ist.

88. Die Winterfestigkeit unserer Getreidearten. (Zeitschr. f. Pflzkr., 1901, S. 855.)

Die Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft hat in ganz Deutschland bei den praktischen Landwirten eine Umfrage veranstaltet, um diejenigen Sorten zu ermitteln, welche den Blachfrösten am besten widerstanden haben, und die Umstände festzustellen, durch welche unsere Saaten am meisten einer Frostbeschädigung ausgesetzt werden.*) Aus den 960 eingegangenen Fragekarten lässt sich ein Bild der Winterfestigkeit der hauptsächlichst angebauten Sorten gewinnen. Der ganz plötzlich einsetzende strenge Kahlfrost vom 1.—20. Januar und der Kälterückfall Ende Januar und Anfang Februar haben die Weizensaaten am schwersten geschädigt, während der härtere Roggen, obwohl sehr geschwächt, hauptsächlich erst den Märzfrösten mit ihren grossen Temperaturschwankungen und dem austrocknenden Ostwinde zum Opfer gefallen ist. Für die Höhe der Schäden ist die Schneebedeckung massgebend; die Küsten- und Gebirgsländer sind die durch Schnee verhältnismässig am meisten geschützten Bezirke. Die höchsten Kältegrade ohne Schneefälle werden aus Ostelbien gemeldet; dort hat sich der Johannisroggen am winterfestesten gezeigt; demnächst wird der Pirnaer, für leichten Boden, und der Schwedische am meisten empfohlen. Der am weitesten verbreitete Petkuser hat sich für Ostelbien nicht als genügend winterhart erwiesen, besser für Westelbien; er scheint mehr für leichte Böden geeignet, für Ostpreussens schweren Boden wird ein Bastard von Johannis- und Petkuser Roggen empfohlen. Schlanstedter ist in Posen und Brandenburg nicht gut durchgekommen, dagegen gut in Hannover, Thüringen und dem Königreich Sachsen. In Mecklenburg hat sich Prof. Heinrich bewährt. Bei den Weizensaaten werden die grössten Verluste unter den englischen Sorten gemeldet, die mit ganz wenigen Ausnahmen überall, wo nicht genügend Schnee gewesen ist, erfroren sind, während die seit langer Zeit in einer Gegend gebauten Landsorten die grösste Wider-

*) Die Frostschäden an den Wintersaaten des Jahres 1901. Von Professor Dr. Paul Sorauer-Berlin. Arbeiten der D. L. G. No. 62.

Digitized by Google

standskraft gezeigt haben und auch einige deutsche Züchtungen gut durchwintert sind. Die winterfestesten Sorten sind: der Koströmer in Posen, der Sandweizen in Westpreussen, amerikanischer Sandweizen in Schlesien, Altmärker Landweizen in der Provinz Sachsen, Landweizen in Mecklenburg. Eppweizen ist im Königreich Sachsen gut durchgekommen, bedeutend schlechter in Ostelbien. In Hannover, Thüringen, besonders aber in Bayern hat sich der Dividendenweizen bewährt. In Rücksicht auf die geringere Ertragsfähigkeit der einheimischen Landsorten gegenüber den ergiebigeren Squarehead-Formen sollte erstrebt werden, aus den deutschen Hochkultursorten in den einzelnen klimatisch verschiedenen Bezirken Lokalrassen zu erziehen. Die sehr empfindliche Gerste ist östlich der Elbe mit geringen Ausnahmen gänzlich erfroren; in Hannover, der Provinz Sachsen und dem Königreich Sachsen und Westfalen hat sich die Mamut-Wintergerste am besten bewährt; ziemlich gut Bestehorns Riesengerste in Hannover, Braunschweig, der Provinz Sachsen und Anhalt. Prof. Albert ist fast überall vollständig ausgewintert. Als Ursachen, welche die Frostgefahr erhöhen, werden gemeldet: a) späte Saat, b) leichter Boden, c) Trockenheit, d) Gründüngung mit Lupinen, e) Stalldung, f) dungschwache Äcker, g) Rauhreif, h) die Ost- und Nordostwinde, i) hängige Lagen. Als frostschützende Einflüsse haben sich gezeigt: a) sehr späte Saat, b) Schneedecke (auch die geringste, die Saaten nicht völlig deckende), c) alte Saat, d) Gebrauch einheimischer Sorten.

Ganz ähnliche Resultate in Beziehung auf Winterfestigkeit der Weizensaaten berichtet Dr. Tancré aus Schleswig-Holstein.*) Der Landweizen ist nur in geringem Masse ausgewintert, während am meisten der Squarehead gelitten hat. Doch scheint eine Steigerung der Widerstandskraft des Squarehead-Weizens bei Erhaltung seiner hohen Ertragsfähigkeit nicht ausgeschlossen. Wiederholte Anbauversuche mit Topp-Squarehead, der z. T. sehr gut durchwinterte, lassen diese Weizensorte als eine äusserst wertvolle Grundlage für die Züchtung eines für deutsche Verhältnisse passenden, winterharten und ertragreichen Weizens erscheinen.

Zu derselben Frage teilt J. Kühn die Ergebnisse der Weizenkulturen des landwirtschaftlichen Instituts in Halle mit.**) Dort sind ausser den altbewährten Landsorten unter den gut durchwinterten Saaten zwei neuere Hochzuchtsorten: Cimbals neuer Gelbweizen und Dr. Rimpaus Eppweizen und zwei ältere Squarehead-Zuchten, Beselers und Cimbals Squarehead. Es wird darin eine Bürgschaft gefunden, dass es gelingen wird, später eine genügende Ertragsfähigkeit mit Winterfestigkeit zu verbinden.

84. **Sorauer**, P. Frostblasen an Blättern. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 44, m. Taf.)

1. Frostblasen an Apfelblättern. Die Blätter, die bei leichter Berührung abgefallen sein sollen, hatten stellenweise braune, abgestorbene Flecke und im noch grünen Teile auf der, durch die dichte Behaarung grau erscheinenden Unterseite, nahe den Rippen, einzelne, meist scharf umrandete, dunkler grüne Stellen, die aussahen, als sei die Epidermis abgefressen. Daneben auf der übrigen, scheinbar gesunden Blattunterseite kleine, helle blasenartige Abhebungen. Diese kleinen Blasen stellen die Anfangsstadien einer Frostwirkung dar, die in den grossen offenen Wundstellen ihren Höhepunkt erreicht, und

*) Zur Sicherung und Hebung der Rentabilität des Weizenbaues. Lübecker Wochenbl. f. Landw. u. Gartenb., 1901, No. 37.

**) Die Behandlung ausgewinterter Weizensaaten. Sond. Illustr. Landw. Zeitg.

Digitized by Google

entstehen durch Abhebung der unteren Epidermis vom Schwammparenchym, dessen vom Druck befreite Zellen vielfach schlauchförmig in die dadurch gebildeten Lücken hineinwachsen, sie z. T. ausfüllend. In der Nähe der Gefässbündel sind die Abhebungserscheinungen am stärksten entwickelt, stellenweise ist die Epidermis mit einer oder mehreren Collenchymlagen direkt vom Rindenparenchym abgehoben. In extremen Fällen ist die Epidermis gesprengt und zusammengetrocknet über den Lücken zurückgeschlagen, wodurch die grösseren Wundstellen mit der scharfen Umrandung entstehen. Die Gefässe zeigen die Bräunungserscheinungen der Frostbeschädigungen, besonders im Zwischengefässgewebe.

2. Frostblasen an Kirschblättern. Die schwarzbraun gefleckten Blätter waren im August abgeworfen worden. Sie hatten unterseits starke Frostblasen durch Abhebung der Epidermis; die in die Lücken hineinwachsenden Parenchymzellen sind ohne festen Inhalt. An Mittelrippe und Blattstiel Lückenbildung und einzelne Stellen einseitig tief gebräunt, besonders das Zwischengefässgewebe. In der Achse Rindenbräunung und Lückenbildung.

Die Frostblasen sind als Wirkung eines leichten Spätfrostes aufzufassen, der das jugendliche Blatt noch in der Knospenlage mit nach innen eingerollten Rändern betroffen hat. Die frei liegende Mittelrippe und ihre Umgebung sind der stärksten Abkühlung ausgesetzt. Nach Ansicht des Verfs. beruhen die Frostwirkungen nicht nur in der chemischen Veränderung des Zellinhaltes und in durch Eiskristalle veranlassten Zerklüftungen, sondern vielfach allein in Gewebezerrungen, die sich infolge verstärkter Spannungsdifferenzen zwischen verschiedenen Gewebeformen bei Einwirkung einer bestimmten Temperaturerniedrigung bis zu Abhebungen steigern können. Die Blattunterseite erleidet bei der Zusammenziehung den stärksten Zug, besonders am fleischigsten Teile, der Mittelrippe, die Epidermiszellen die grösste tangentiale Zerrung. Bei Nachlassen der Frostwirkung, wenn das Blatt sich ausbreitet, können die überverlängerten Epidermiszellen vermöge unvollkommener Elastizität, sich nicht genügend wieder zusammenziehen, sondern heben sich blasenförmig vom Schwammparenchym ab oder zerreissen schon während der Kältewirkung durch die tangentiale Zugsteigerung.

85. Kusano, S. Transpiration of Evergreen Trees in Winter. (Journ. Coll. Science, Imp. Univ., Tokyo, Japan, vol. 15, 1901, S. 813.)

Die Transpiration wurde sowohl bei unmittelbarer Besonnung als auch im zerstreuten Licht untersucht. Sie betrug zu Tokyo, ausgenommen bei den Koniferen, 48 g täglich auf das qdm oder 16,58 g auf 100 g Frischgewicht des Laubes. Bei den Koniferen war sie aber kaum halb so gross. Im südlichen Japan (Nagasaki) wird die winterliche Transpiration wohl noch grösser sein, während das nördliche (Sapporo) dieselben Verhältnisse zeigen wird, wie etwa Deutschland.

86. Cavara, F. Influenza di minime eccezionali di temperatura sulle piante dell'Orto botanico di Cagliari. (Bullett. Soc. botan. ital., Firenze, 1901, S. 146. — cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 60.)

Die Temperatur sank Anfang Januar 1901 zu Cagliari vom 4. bis zum 6. von — 0,5° auf — 8,9° C., stieg aber gleich darauf wieder bei umzogenem Himmel und vorherrschenden N.W.- und O.-Winden. Dadurch hat die Vegetation des botanischen Gartens arg gelitten.

Am meisten scheinen die Pflanzen des Caps, jene der kanarischen Inseln, Australiens und Neuseelands widerstanden zu haben.

Digitized by Google

Da die Widerstandsfähigkeit der Pflanzen gegenüber der Kälte vom Verdünnungsgrade des Zellsaftes abhängig ist, so stellte Verf. mittelst eines Beckmannschen Thermometers mehrere Beobachtungen ihrer Widerstandskraft der Kälte gegenüber, an. Die Resultate jedoch, die er dabei erzielte, liessen sich absolut nicht verallgemeinern; so dass er zu dem Schlusse kommt, der verschiedene Anpassungsgrad verschiedener Gewächse an die Temperatur ist eine biologische Eigenschaft des Protoplasmas.

37. **Arcangeli, G.** Gli effetti dell'inverno 1900—1901 sulle piante dell' Orto botanico die Pisa. (Bullett. Soc. botan. italiana, Firenze, 1901, cit. Z. f. Pflkr., 1908, S. 59.)

Die nachteiligen Wirkungen des Winters 1901 auf die Vegetation im botan. Garten zu Pisa sind eigentlich gering anzuschlagen. Die niederste Temperatur betrug — 6,5° C. (Mitte Februar), und nur der ungewohnten Anzahl von kalten Tagen ist das Eingehen gewisser Pflanzen zuzuschreiben. Dabei zeigte es sich, dass junge Pflanzen eher eingingen als ältere Stämme derselben Art. Einige Palmen *(Latania borbonica, Phoenix canariensis, Pritchardia filifera)* haben nur die äusseren älteren Blätter eingebüsst. Auch die Araucarien haben an den Zweigspitzen gelitten. Einige Arten, die sonst auch rauhe Winter anderswo vertragen, sind eingegangen, wie: *Mesembryanthemum acinaciforme, Nicotiana glauca, Opuntia Ficus indica*; geschädigt wurden die *Citrus*-Arten. Eine *Dammara robusta* und *Cycas*-Pflanzen im Freien widerstanden.

38. **Whitten, J. Ch.** Das Verhältnis der Farbe zur Tötung von Pfirsichknospen durch Winterfrost. (Dissertation, Halle, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 288.)

Der purpurne Farbstoff der Pfirsichzweige macht dieselben unter gewissen klimatischen Verhältnissen für Frostschäden empfänglicher, als es die hellfarbigen Zweige sind. Durch Weissen der Zweige wird die Empfindlichkeit vermindert.

39. **Morse, E. W.** On the power of some peach trees to resist the disease called „yellows". (Bulletin of the Bussey Institution, Harvard University, Cambridge, 1901, III, Pt. 1. — cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 58.)

Verf. geht die einzelnen Ursachen dieser verderblichen Art von Gelbsucht, die als „Peach Yellow" bezeichnet wird, durch und kommt zu dem Schluss, dass Mikroben, mechanische Verletzungen, unzusagende Bodenbedingungen und Insekten nicht als ätiologische Momente in Betracht kommen können.

Dagegen meint er, dass dem Klima ein grösserer Einfluss als prädisponierender Faktor zugesprochen werden müsste. Dafür führt er Beobachtungen praktischer Züchter an und stützt sich namentlich auf die Angaben eines Gewährsmannes, die kurz folgende sind: Von 8 Pfirsichsorten, die vor 150 Jahren aus Samen gezogen wurden, leiteten sich eine grosse Zahl von Bäumen ab, die alle lange Zeit gesund blieben. Dann begann bei 2 Sorten die Krankheit, während eine „White Magdalene", ganz unberührt geblieben ist. Aus anderen Tatsachen schliesst nun Morse, dass bei dieser letzteren die Akklimatisation eine vollständige ist, während sie bei den beiden anderen nicht genügend ist. Dadurch werde ein prädisponierendes Moment geschaffen.

Hierzu kommt nun noch, dass diese widerstandsfähige Sorte mit keiner der anderen sich kreuzt. Aus allen Beobachtungen geht hervor, dass die Übertragung der Krankheit durch den Pollen möglich ist, so dass also das befruchtete Ei angesteckt würde. Wir hätten es also mit einer Art Enzymwirkung zu tun, wie etwa bei der Mosaikkrankheit der Tabakspflanze.

Digitized by Google

b) Wärmeüberschuss.

40. Über das Entstehen von Rostflecken auf Traubenbeeren. (Z. f. Pflkr., 1902, S. 111.)

Andauernde, zu starke Besonnung veranlasst ein Einschrumpfen und mit Absterben verbundenes Braunwerden der Beeren, weil den nicht genügend geschützten Beeren mehr Wasser entzogen wird, als sie durch den Stiel zugeführt erhalten. Eine andere Art von Rostflecken, bei welchen die Beeren weder einschrumpfen, noch absterben, wird durch feine Korkhäutchen gebildet, unter denen das Gewebe der Beerenhaut sich in durchaus gesundem Zustande befindet. Sie stellen ein Schutzmittel der Beeren gegen zu starke Besonnung dar und werden bei fortschreitendem Wachstum der Beeren allmählich abgesprengt. Auch infolge von Schwefeln können Rostflecke auf den Beeren entstehen, wenn nach dem Bestäuben das Schwefelpulver längere Zeit auf der Oberfläche der Beeren haften geblieben ist.

c) Hagel, Blitz, Wind.

41. **Preda, A.** Effetti del libeccio su alcune piante legnose che creseono lungo la costa livornese. (Bullett. Soc. botan. ital., 1901, S. 881. — cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 160.)

Die Stämme der *Pinus*-Arten und der Stecheiche werden durch den Seewind ganz schief, nach der entgegengesetzten Richtung gedrückt. Die Stämme von *Juniperus phoenicea* L. und *Tamarix gallica* L. sind ganz verbogen, nahezu schwanenhalsartig, stehen auf einer langen Strecke mit dem Boden in Berührung und nötigen ihre Zweige vertikal zu wachsen. Die *Phillyrea* und andere Sträucher sind ineinander verstrickt; ihre Zweige bilden eine zusammenhängende abdachende Fläche, längs welcher der Wind saust. Indem die neuen Triebe, die aus der Fläche herausragen würden, verdorren, treiben die Pflanzen von unten üppig aus und solches veranlasst ihr eigentümliches Aussehen.

42. **Ravaz, C. et Bonnet, A.** Les effets de la foudre et la gelivure. (Die Folgen des Blitzschlages und der Gelivurekrankheit.) (Compt. rend., 1901, I, 805. — cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 60.)

Erst allmählich stellen sich bei Reben die durch Blitz veranlassten Veränderungen ein; daher kann man später über deren Ursprung zweifelhaft sein. Verff. haben Versuche mit Funkenelektrizität und mit dem elektrischen Strome angestellt, um deren Einfluss auf den Weinstock experimentell genau festzustellen. Der elektrische Funken ruft nur oberflächliche Wunden hervor, während der galvanische Strom stärkere Verletzungen an den krautigen Trieben verursacht: Sie vertrocknen und fallen ab, und es entwickelt sich dann am obersten gesunden Knoten ein neuer Zweig. Die Blätter bleiben an der Stelle, wo der Strom hindurchgegangen ist, im allgemeinen grün; nur einzelne färben sich rot. Das Dickenwachstum einiger Internodien stockt eine Zeitlang, die Knoten bleiben dagegen gesund. Auf der Rinde entstehen Wärzchen, später tiefe Furchen. Im Innern werden alle trockeneren Gewebe zerstört, die feuchteren Gewebe der Rinde, das Kambium, zeigen sich widerstandsfähiger. Es bilden sich Inseln abgestorbenen oder kranken Gewebes, die sich durch Kork oder Kambium abschliessen. Alle diese Veränderungen zeigen sich gegen die Spitze des Weinstockes auffallender als in der Richtung nach der Basis.

Digitized by Google

Mit den geschilderten Erscheinungen hat die als gelivure bekannte Erscheinung eine grosse Ähnlichkeit; nur dass sich bei letzterer in den erkrankten Teilen Bakterien finden, die sich aber nicht überimpfen lassen. Andererseits finden sich auch in den vom Blitz getroffenen oder mit dem elektrischen Funken behandelten Zweigen bisweilen Bakterien oder Pilze, so dass Verf. als erwiesen annehmen, dass die gelivure nicht durch Bakterien, sondern durch den Blitzschlag verursacht wird.

d) Lichtmangel.

43. **Beulaygue, L.** Einfluss der Dunkelheit auf die Entwickelung der Blüten. (Comptes rendus de l'Acad. des sciences, 1901, T. 132, p. 720. cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 102.)

Im Dunkeln erscheinen die Blüten in der Regel später als im vollen Lichte. Die Farbe wird im allgemeinen blasser, in einzelnen Fällen weiss. Die Blüten sind kleiner, als die im Lichte entwickelten, die Blütenstiele bisweilen länger. Gewicht und Volumen der Blüten, einschliesslich der Blütenstiele, sind fast immer geringer.

IV. Schädliche Gase und Flüssigkeiten.

44. **Wislicenus, H.** Über eine Waldluftuntersuchung in den sächsischen Staatsforstrevieren und die Rauchgefahr im allgemeinen. (Vortrag gehalt. b. d. 46. Vers. d. Sächs. Forstvereins in Eibenstock, 1901.) Freiberg i. S., 1901, cit. Z. f. Pflzkr., 1902, S. 66.

Bekanntlich wird die Schädigung der Vegetation durch einen Gehalt von schwefliger Säure (oder anderen Gasen) in der Atmosphäre erzeugt, der sich herleitet von dem Rauch der Industriebetriebe und von den Heizungsanlagen der Wohnhäuser, sofern Steinkohle zur Anwendung gelangt. Seit man begonnen hat, die Aufmerksamkeit mehr und mehr den chronischen und daher nur schwer wahrnehmbaren Schäden der Bäume zuzuwenden, suchte man den Gehalt der Luft an schädlichen Beimengungen auf chemischem Wege genauer festzustellen. Eine brauchbare, zuerst von Ost in Anwendung gebrachte Methode gestattet es, den Gehalt an Schwefelsäure in der Luft wenigstens vergleichsweise zu ermitteln; dieses von Wislicenus weiter ausgebildete Verfahren wurde bei der umfassenden Untersuchung der Luft in den sächsischen Forsten angewendet und hat bemerkenswerte Resultate geliefert. In den nach der Ostschen Methode verwendeten Probelappen wird die Schwefelsäure (bezw. schweflige Säure) dadurch bestimmt, dass man feststellt, wieviel von dem Baryumkarbonat, mit dem die Lappen getränkt sind, in Sulfat umgewandelt wird. Wenn man diesen Absättigungsgrad in Prozenten ausdrückt, so lassen sich die in Frage kommenden Reviere in 5 Gruppen teilen. 7 Reviere zeigen eine mittlere Absättigung von 38,4 % (mit 1,4 Berussung), 14 Reviere haben 53,6 % (mit 2,4 Berussung), 38 haben 71,8 % (mit 2,8), 25 haben 85,8 (mit 3,5) und 24 haben 92,6 % (mit 3,9). Die Luft in den beiden letzten Kategorien hat einen sehr hohen Absättigungsgrad und enthält also die grössten Mengen des schädlichen Gases. Die Gefährdung der Bäume ist daher hier am grössten.

Gleichzeitig geht parallel mit dem Gehalt an schwefliger Säure auch der Gehalt an Feststoffen (Russ). Auch dieser lässt sich durch die Berussung der Lappen annähernd feststellen und gibt auch ein ungefähres Bild der Luft-

Digitized by Google

beschaffenheit. Bei den genannten 5 Kategorien steigt der Berussungsgrad mit dem Absättigungsgrade.

45. **Wislicenus, H.** Zur Beurteilung und Abwehr von Rauchschäden. (Zeitschr. f. angew. Chemie, 1901, Heft 28.)

Die festen Bestandteile des Rauches, der Russ, schaden den Pflanzen nicht. Nach den Versuchen des Verfs. mit Steinkohlenruss, Braunkohlenruss, Russextrakten und Benzinruss erleiden nur die Blätter einiger empfindlicherer Bäume, der Weissbuche und Linde und die Nadeln der Fichte geringe Ätzwirkungen durch die Extraktstoffe: Phenole und schwefelsauren Salze; der Russ selbst ist unschädlich.

Die Rauchgase dagegen sind z. T. ausserordentlich verderblich, besonders die Gase der Steinkohlenfeuerung, während die Rauchgase der Holzfeuerung praktisch unschädlich sind. Kohlensäure und Wasser können in zu grossen Mengen als Gifte wirken; da die Pflanze aber erst durch eine 20fache Steigerung des Kohlensäuregehaltes der Luft geschädigt wird, hat auch dieser Fall kaum praktische Bedeutung. Ebenso kommt das Kohlenoxyd nicht in Betracht, weil es erst durch mehr als 10 % die Chlorophyllbildung beeinträchtigt.

Durch die schweflige Säure wird schon bei geringen Mengen die Transpiration wesentlich gehemmt; die hauptsächlichste Störung betrifft jedoch den Chemismus der Assimilation, besonders die Aldehyde, die als Zwischenstufen bei der Umwandlung der Kohlensäure in Kohlehydrate dienen und dazu bei Gegenwart von SO_2 und H_2SO_4 nicht befähigt sind. Auch das Asparagin und die Eiweissbildung werden beeinträchtigt und dazu kommen wahrscheinlich noch verschiedentliche mechanisch- und chemisch-physiologische Wirkungen, osmotische Störungen, Reizerscheinungen, katalytische Giftwirkungen, Hemmungen der Chlorophyllbildung und direkte Ätzwirkungen.

Bei der Fichte liess sich nachweisen, dass die Giftwirkung nachts und im Winter wesentlich geringer ist, als am Tage und im Sommer. Kurze, sehr heftige und plötzliche Einwirkungen sind weitaus gefährlicher als langsame andauernde. Nach den Versuchen des Verf. liegt die schädigende Konzentration bei $^1/_{500000} = 0{,}0002$ Volumprozent; die empfindliche Fichte wird durch 0,01 Volumprozent in wenigen Tagen zum Absterben gebracht.

Eine sehr schädliche akute, aber andersartige Wirkung haben auch die Kieselfluorwasserstoffsäure, das Fluorsiliciumgas und die Fluorwasserstoffsäure, Abgase technischer Betriebe.

46. **May, D. W.** Die Beziehungen des Kalkes und der Magnesia zum Pflanzenwachstum. (U. S. Dep. of Agric., Bur. of Plant Ind., Bull. No. 1, 1901, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 554.)

Die Versuche des Verfs. betrafen hauptsächlich die Frage, wieweit die schädliche Wirkung von Magnesiumverbindungen durch Kalkgaben aufgehoben werden kann, und in welcher Form der Kalk am besten zu geben ist. Die Ergebnisse sind dahin zusammenzufassen: Übertrifft der Magnesiagehalt den Kalkgehalt eines Bodens beträchtlich, und ist die Magnesia in feinverteilter oder löslicher Form vorhanden, so tritt eine Schädigung des Pflanzenwachstums ein. Durch Kalkdüngung kann diese Giftwirkung aufgehoben werden. Die löslichen Formen der Magnesia, wie Magnesiumnitrat und Magnesiumsulfat sind schädlicher, als das wenig lösliche Karbonat; die löslichen Formen des Kalkes können die Giftwirkung am besten aufheben. Ist sowohl Kalk als Magnesia in löslicher Form vorhanden, so ist es für das Wachstum am günstigsten, wenn sie im Verhältnis von 7 zu 4 vorkommen. Bei Anwendung von

Digitized by Google

magnesiumhaltigen Düngern, z. B. der rohen Kalisalze, sollte immer gleichzeitig mit Kalk gedüngt werden, wenn der Boden nicht als kalkreich bekannt ist.

47. **Neljubow, D.** Über die horizontale Nutation der Stengel von *Pisum sativum* und einiger anderen Pflanzen. Vorläufige Mitteilung. Mit 2 Figuren. (Separat-Abdruck aus: Botan. Centralblatt, Beihefte, 10. Bd., 3. Heft, 1901.)

Eine horizontale Lage der Stengel beobachtete Verf. an Keimpflanzen von Erbsen und glaubt, den Grund dafür in der chemischen Zusammensetzung der umgebenden Luft suchen zu müssen. In einem Fall, wo er die Luft vorher durch KOH, $Ba(OH)_2$, $CaCl_2$, rotglühendes CuO, $Ba(OH)_2$ und Wasser geleitet hatte, waren die Keimpflanzen fast vertikal gewachsen. Auf Grund weiterer Versuche hält er die Einwirkung gewisser Gase (Acetylen, Äthylen), die als Bestandteile des Leuchtgases der betreffenden Laboratoriumsluft in Spuren beigemengt waren, für die Ursache der horizontalen Lage seiner Versuchspflanzen.

48. **Dafert, F. W. und Halla, Ad.** Über das Auftreten von freiem Jod im Chilisalpeter. (Sonderabdruck a. d. „Zeitschrift f. d. landwirtschaftliche Versuchswesen in Österreich, 1901, cit. Z. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 805.)

Es gelangte ein Chilisalpeter zur Untersuchung, welcher sich in einer relativ gut schliessenden Pulverflasche mit Glasstopfen befand. Der untere Teil des letzteren war von einer dünnen Schicht Jod bedeckt, das, wie ein Versuch lehrte, langsam aus dem Salpeter sublimierte und den eigentümlichen, an Jodoform erinnernden Geruch der ganzen Probe bedingte. Das Licht hatte auf die Jodentwickelung keinen Einfluss; sie vollzog sich sowohl im Dunkeln als bei Tagesbeleuchtung. Der Salpeter enthielt u. a. 0,31 % $KClO_4$ und 0.04 % KJO_3. Im vorliegenden Falle wurde die Entbindung des Jods hauptsächlich durch einige Gerstenkörner hervorgerufen, welche sich bei der Probenahme in das Muster verirrt hatten. Andere nach Jod riechende Salpetermuster enthielten zwar keine derartigen in die Augen springenden organischen Verunreinigungen, wohl aber feine Jutefäserchen, Holzsplitterchen u. dgl., die, wie Verff. feststellten, ebenfalls sehr wohl geeignet sind, Reduktionsprozesse einzuleiten, sobald Jodate in irgendwie bedeutenderer Menge zugegen sind.

Ein freies Jod entwickelnder oder, was praktisch auf dasselbe hinausläuft, ein reichlich Jodate enthaltender Chilisalpeter ist natürlich kein sehr empfehlenswertes Düngemittel. Es ist indessen die Gefahr einer pflanzenschädlichen Wirkung im grossen Stile sehr gering, weil stark jodhaltiger Salpeter nur selten angetroffen wird und weil er sich überdies an der Luft in kurzer Zeit durch Verdampfung alles vorhandenen Jods selbst entledigt. Der Landwirt kann sich somit vorkommendenfalles darauf beschränken, derartigen unreinen Chilisalpeter vor dem Gebrauch so lange zu lüften, bis der Jodgeruch verschwunden ist.

49. **Dafert, F. W.** Über die Quecksilbervergiftung grüner Gewächse. (Sond. Zeitschr. f. d. Landw. Versuchswesen i. Österr., No. 1, 1901.)

Wenn bei Vegetationsversuchen der Vegetationsraum durch Quecksilber abgeschlossen ist, erfolgt nicht selten Erkrankung und Absterben der Versuchspflanzen. Junge Exemplare erliegen der Vergiftung leichter als ältere. Die Vergiftung äussert sich in einem Absterben der chlorophyllhaltigen Teile, besonders der jüngeren Blätter. Starker Feuchtigkeitsgehalt der Luft scheint die Vergiftungserscheinungen, namentlich bei Gräsern, zu begünstigen. Wo bei pflanzenphysiologischen Versuchen die Verwendung von Quecksilber nicht zu umgehen ist, empfiehlt sich die Überdeckung desselben mit Glycerin,

Digitized by Google

welches die Verdampfung des Quecksilbers gänzlich verhindert. Wasser und Mineralöl als Deckflüssigkeiten haben sich nicht bewährt.

50. **Aso, K.** Über die Wirkung von Fluornatrium auf das Pflanzenleben. (Bull. College of Agric. Tokyo, Bd. V, 1902, No. 2, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 389.)

Mässig verdünnte Lösungen von Fluornatrium (0,2 %) wirken als Gifte auf grüne Pflanzen; sehr stark verdünnte Lösungen (0,00008 %) dagegen haben eine vorteilhafte Wirkung auf Algenzellen. Bei den Versuchen des Verfs. mit landwirtschaftlichen Gewächsen ergab sich, dass die Keimkraft mancher Samen durch zweitägige Einwirkung einer 0,05 %igen Lösung mehr oder weniger leidet. Junge Erbsenpflanzen werden noch durch 0,001 %ige Lösungen geschädigt, während dieselbe Konzentration auf junge Gerstenpflanzen eine Reizwirkung ausübt, so dass die Anzahl der Halme vermehrt wird. Bei jungen Reispflanzen tritt eine Vermehrung der Blätter ein; junge Weizenpflanzen werden in der Entwickelung gehemmt. Bei einem Versuch mit Erbsen in Bodenkultur, wobei auf 2800 g Boden 0,006 g Fluornatrium hochverdünnt gegeben worden war, wurde eine nicht unbedeutende Steigerung des Ertrages erzielt. Auf Zweige mit Blatt- und Blütenknospen wirkte eine 0,01 %ige Lösung noch sehr giftig; durch 0,001—0,0001 % wird die Entwickelung der Knospen beschleunigt, die Blütenblätter erreichen aber bei 0,001 % nur halbe, bei 0.0001 % eine mittlere Grösse.

51. **Aso, K.** Über die Wirkung des Kieselfluornatriums auf Pflanzen. (Bull. College of Agric. Tokyo, Bd. V, 1902, No. 2, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 340.)

Kieselfluornatrium ist ein noch stärkeres Gift für unsere Kulturpflanzen, als Fluornatrium. Junge Gersten- und Erbsenpflanzen sterben in einer 0,005 %igen Lösung binnen 6 Tagen ab. Bei 0,001 % zeigte sich eine Verzögerung des Blattwachstums bei Gerste, aber eine Vermehrung der Halme. Erbsenpflanzen sind noch empfindlicher als Gerste.

52. **Devaux.** De l'absorption des poisons métalliques très dilués par les cellules vegetaux. (Compt. rend., 1901, I, 717.)

Phanerogamen wie Kryptogamen werden durch Lösungen von auf $^1/_{10000000}$ und noch weniger verdünnten Blei- und Kupferverbindungen vergiftet. Dies Metall wird durch alle Teile der Zelle schliesslich fixiert, in erster Linie durch die Membran, dann durch den Kern, endlich auch durch das Protoplasma. Man muss bei der Absorption von Giften den Einfluss der Verdünnung und den der absoluten Stoffmenge unterscheiden.

53. **Coupin, H.** Sur la sensibilité des vegetaux supérieurs à des doses très faibles de substances toxiques. (Compt. rend., 1901, I, 645.)

Die höheren Pflanzen sind ebenso empfindlich oder noch empfindlicher gegen Gifte als die niederen Pflanzen; sie reagieren noch auf Quantitäten, die sich durch die chemische Analyse nicht mehr feststellen lassen.

54. **Susuki, S.** Über die Giftwirkung des Ferrocyankaliums auf Phanerogamen. (Bull. College of Agric. Tokyo, Bd. V, 1902, No. 2, cit. Bot. Centralb., 1902, Bd. XC, p. 348.)

Ferrocyankalium wirkt noch bei 0,1 per Mille giftig auf Phanerogamen. (Gerste.)

55. **Susuki, S.** Über die Wirkung sehr geringer Mengen Jodkaliums auf landwirtschaftliche Gewächse. (Bull. College of Agric. Tokyo, Bd. V, 1902, No. 2, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 348.)

Digitized by Google

Bei Topfkulturen mit Erbsen wurde durch 1 mg Jodkalium (in 100 cc Wasser gelöst) auf 2800 g gedüngten Boden eine Ertragssteigerung bewirkt.

56. **Demoussy, E.** Die Keimung des Getreidesamens nach Behandlung mit Kupfervitriol. (Ann. Agronom., 1901, p. 257, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 189.)

Die Versuche des Verf. ergaben, dass Spuren von Kupfer den Keimungsprozess vollkommen aufhalten können und dass es den Samenkörnern unmöglich ist, in destilliertem Wasser Wurzeln zu entwickeln, wenn dasselbe auch nur den zehnmillionsten Teil Kupfer enthält. Schädlich ist das Kupfer aber nur, sobald es gelöst ist; in den gebräuchlichen Kupferbrühen ist es durch Zusatz von Kalkmilch unlöslich in Wasser geworden. Ebenso wird im Boden das Kupfer in unlösliches Kupferkarbonat übergeführt. Das Kupfer dringt nicht in das Innere der Körner, wenn sie ganz unverletzt sind. (Siehe Bekämpfungsmittel.)

57. **Schmid, B.** Über die Einwirkung von Chloroformdämpfen auf ruhende Samen. (Ber. d. deutsch. bot. Ges., 1901, p. 71, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 646.)

Verf. prüfte die Keimfähigkeit der Samen von *Pisum sativum*, *Lepidium sativum* und der Früchte von *Triticum sativum*, die er den Dämpfen flüssigen Chloroforms aussetzte. Es zeigte sich, dass die Chloroformdämpfe für das Plasma auch im latenten Zustande ein tödliches Gift sind; die Wirkung derselben auf trockne Samen hängt von der Beschaffenheit der Samenschalen ab, die in sehr verschiedenem Grade für die giftigen Dämpfe durchlässig sind.

58. **Townsend, C. O.** Über die Wirkung gasförmiger Blausäure auf die Keimfähigkeit der Samen. (Bot. Gaz., XXXI, 1901, p. 241, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 432.)

Bei trocknen Samen leidet die Keimfähigkeit nicht durch Behandlung mit gasförmiger Blausäure, wenn die Einwirkung nicht länger dauert, als genügend ist, um jede Spur von Tierleben abzutöten. Längere Behandlung schädigt beträchtlich. Feuchte Samen werden viel leichter beschädigt und verlieren ihre Keimkraft.

59. **Kosaroff, P.** Die Wirkung der Kohlensäure auf den Wassertransport in den Pflanzen. (Bot. Centralbl., 1900, p. 188, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 764.)

Die Kohlensäure übt einen stark deprimierenden Einfluss auf den Wassertransport in den Pflanzen aus, d. h. es tritt eine Verminderung der Wasseraufnahme sowohl bei intakten Pflanzen, wie auch bei belaubten und entlaubten krautartigen Sprossen und Holzzweigen ein. Das Welken der Pflanzen bei andauernder Kohlensäurezuleitung ist der Deprimierung des Transpirationsstroms (Wasseraufnahme und Abgabe) zuzuschreiben.

V. Wunden.

60. **Doroféjew, N.** Zur Kenntnis der Atmung verletzter Blätter. (Vorläufige Mitt. in Ber. d. Deutsch. Bot. Ges. XX, 1902, S. 396.)

Verf. behandelt vornehmlich die Frage nach dem Verhältnis zwischen der Grösse der traumatischen Atmungssteigerung der verletzten Blätter einerseits und dem Gehalte derselben an Kohlehydraten andererseits. Zu den Experimenten dienten Leguminosenblätter und etiolierte Keimlinge von Winterweizen. Es zeigte sich: 1. Der Gehalt der Blätter an Kohlehydraten übt einen

Digitized by Google

grossen Einfluss auf die Grösse der durch traumatische Eingriffe hervorgerufenen Atmungssteigerung (CO_2-Produktion) aus. Ist derselbe gross, so ist die Steigerung keine bedeutende. Sie ist im Gegenteil sehr erheblich, wenn die Blätter einen geringen Gehalt an Kohlenhydraten aufweisen. 2. Dieser Einfluss lässt sich bei den normalen, wie bei den etiolierten Blättern konstatieren.

61. **Blackman, F. F. and Matthaei, G. L. C.** On the reaction of leaves to traumatic stimulation. (Annals of Botany, XV, 1901, p. 533, mit Taf., cit. Z. f. Pflanzenkr., 1902, S. 61.)

Die Verf. experimentieren hauptsächlich mit *Prunus Laurocerasus* var. *rotundifolia*, dessen Blätter sich abgeschnitten bei genügender Wasserzufuhr sehr lange frisch halten. Die Verwundungen wurden in verschiedener Weise beigebracht. Entweder wurden Schnitte parallel mit den Seitennerven gelegt oder parallel mit der Mittelrippe. Ferner wurden ganze Stücke des Blattes entrandet oder kleine runde Stücke ausgeschnitten. Die Verletzungen wurden nicht bloss mit einem scharfen Messer, sondern auch mit einem glühenden Eisen beigebracht. Wenn ein Blatt mit Schnitten parallel mit den Seitennerven versehen wurde, so starben ausser den direkt getroffenen Zellen auch solche aus der Nachbarschaft ab. Diese durch Wasserverlust abgetöteten Zellen bilden eine braune Zone um den Einschnitt. Ausserdem aber entsteht ausserhalb dieser braunen Zone noch eine helle Umgrenzungslinie. In dieser hyalinen Zone reisst die Epidermis auf und es wachsen aus den benachbarten Mesophyllzellen farblose, sehr zartwandige Zellen heraus, die kutikularisiert sind und einen vollständigen Verschluss der unverletzten Blattfläche gegen die Schnittzone bilden. Wenn dieser Verschluss fertig gebildet ist, wird das Stück der Schnittzone ausgestossen.

Diese Erscheinung der Ausgliederung verletzter Stücke tritt nur bei Blättern ein, die in Bechergläsern genügend feucht gehalten werden. Bleibt das verletzte Blatt dagegen an der Pflanze, so findet keine Ausgliederung mehr statt. Es bildet sich vielmehr ein ganz normales Periderm aus mehreren Zelllagen, das das gesunde Gewebe von dem abgetrockneten aus der Umgebung des Schnittes trennt.

62. **Noll, Fr.** Über den bestimmenden Einfluss von Wurzelkrümmungen auf Entstehung und Anordnung der Seitenwurzeln. (Landwirtsch. Jahrb., 1900, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 55.)

Die Nebenwurzeln, die an gekrümmten Wurzelstrecken sich bilden, stehen stets auf der konvexen Seite der Wurzel. Dabei ist es ganz gleich, ob die Krümmungen durch geotropischen, hydrotropischen, heliotropischen etc. Reiz entstanden sind, oder ob es sich um mechanisch ausgeführte Beugungen handelt. Selbst unter den widrigsten Umständen entstehen Seitenwurzeln nur auf der konvexen Seite. Jedoch entwickeln sich Seitenwurzeln, die bei Eintritt der Krümmung über das erste Stadium schon hinaus sind, auf der Konkavflanke ebenso gut wie auf der konvexen.

Die anatomisch-physiologischen Verhältnisse auf der Konkavflanke sind für die angelegten Seitenwurzeln nicht ungünstiger als auf der Konvexflanke. Der Längenunterschied der für die Anlage der Nebenwurzeln massgebenden rhizogenen Reihen des Pericykels beträgt nicht mehr als 5%. Einseitige Spannungsänderungen im Gewebe der Mutterwurzel üben auf den Entstehungsort der Nebenwurzeln keinen Einfluss aus.

Digitized by Google

Dieselbe gesetzmässige Verteilung der Seitenglieder beobachtete Verf. an Pilzmycelien, an Moosrhizoiden. Andererseits fehlt sie durchaus an gebogenen Strecken von Stammorganen (Hypokotylen, Rhizomen, Stengeln).

„Die Pflanze besitzt ein spezifisches Empfindungsvermögen für Formverhältnisse des eigenen Körpers (‚Morphästhesie'). Die aus der Körperform abgeleiteten Reize (formative und Orientierungsreize) induzieren bei Krümmung der Wurzel dieser eine ausgesprochene Dorsiventralität mit den Gegensätzen Konkav- und Konvexflanke. Gerade gewachsene Wurzelstrecken zeigen demgegenüber ein ausgesprochen radiäres Verhalten."

68. **Küster, E.** Über Stammverwachsungen. (Jahrbücher f. wissensch. Botanik, Bd. XXXIII, Heft 8, S. 487—512, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 62.)

Neben der Ablenkung der Markstrahlen zeigt sich zunächst die Abplattung der gedrückten Stämme. Diese wird dadurch erreicht, dass das Wachstum des Kambiums unter Einwirkung des Druckes sich verlangsamt (z. B. bei *Hedera)*; bei *Ficus* beobachtet man neben der Herabsetzung der kambialen Tätigkeit lebhaftes Wachstum und lebhafte Zellteilung in den Gewebeschichten der primären Rinde, wodurch die Kontaktfläche der sich drückenden Stämmchen vergrössert wird. Im Markstrahlparenchym und in der primären Rinde tritt bei *Ficus stipularis* nach der Verwachsung Verholzung der Membranen ein. Die Holzkörper der beiden verwachsenen Stämmchen erscheinen auf dem Querschnitt gleichsam durch eine Brücke verholzten Gewebes mit einander verbunden.

Rinden- oder Borkeneinschlüsse fehlen niemals. In den Rindeneinschlüssen bilden sich neue, sekundäre Kambien, welche die primären Verdickungsringe der beiden Stämme mit einander verbinden. Bei *Hedera* bilden sich zuweilen geschlossene Kambiumringe um die Borkeneinschlüsse. Bei *Ficus*, *Fagus*, *Platanus* und *Quercus* (Wurzelverwachsung) segmentieren sich an den Stellen stärksten Druckes die Zellen der Kambien. Aus dem prosenchymatischen Kambium wird ein parenchymatisches Meristem, dessen weitere Tätigkeit zur Bildung eines meist homogenen, parenchymatischen Gewebes, des „Parenchymholzes", führt.

Zuweilen bleiben einige prosenchymatische Zellen erhalten, deren Produkte als Libriformfaserreihen das Parenchymholz durchziehen. Bei *Hedera* wurde niemals Segmentierung der Kambiumzellen beobachtet.

Sobald der Gegendruck allzu gross wird — nach Krabbes Untersuchungen dürfte mindestens ein Druck von 10—17 Atmosphären hierzu vorauszusehen sein —, wird das Wachstum der Kambien und Meristeme eingestellt. Neubildung von Meristemen tritt bei *Ficus* an der Peripherie der Basteinschlüsse und an der Aussenseite der verholzten Gewebebrücken ein.

Die besonders an den Kontaktflächen verwachsener Stämme und Wurzeln auftretenden sichelförmig gekrümmten Libriformfasern und Gefässe, die aus ihrer normalen Lagerung verschoben erscheinen, haben sich aus gekrümmten und verschobenen Kambiumzellen entwickelt. Die Entstehung der letzteren ist nur zum Teil verständlich. Ihre Krümmung ist als rein physikalischer Vorgang aufzufassen, ihre Verschiebung wird wahrscheinlich durch einseitigen Druck bedingt, welcher wachstumsfähigen Zellen ein Ausweichen möglich macht.

64. **Tompa, A.** Soudure de la greffe herbacée de la vigne. (Annales de l'institut central ampélologique royal hongrois, Tome I, No. 1, 1900, mit 6 Tafeln, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 68.)

Digitized by Google

Die jungen Triebe von *Vitis vinifera* und *Vitis riparia* sind zur Zeit der krautartigen Veredelung einander im anatomischen Bau ziemlich ähnlich. Die Unterschiede in den noch sehr jugendlichen Geweben sind im Bast- und Holzkörper nicht so bedeutend, dass sie die Verwachsung hindern. Kambium, Holzkörper, Mark und Bast, mit Ausnahme der Hartbastfasern, verwachsen mit einander, die primäre Rinde nur zum Teil. Bei dem Verwachsungsprozesse lassen sich zwei Vorgänge unterscheiden: die direkte und die indirekte Verwachsung. Die direkte Verwachsung findet statt, wenn die Zellen der beiden Triebe einander unmittelbar berühren, was nur bei sehr exakten Schnittflächen auf kurzen Strecken vorkommt und nur im Holzgewebe, im Kambium und im Bastparenchym beobachtet wurde. Die indirekte Verwachsung geht vor sich, wenn die Zellen des Wildlings und des Edelreises längs der Schnittlinie, in lebhafter Teilung begriffen, ein Vernarbungsgewebe erzeugen, das die Zellen der beiden Wundflächen mit einander verkittet. Diese Art der Verwachsung kommt am häufigsten vor. Das Vernarbungsgewebe, das die indirekte Verwachsung vermittelt, wird zum grössten Teile nicht durch Zellteilung im Kambium gebildet, sondern aus den parenchymatischen Elementen im Holzkörper, im Bastteil, in der Rinde und im Mark. Wenn das Vernarbungsgewebe beider Pflanzen vollständig miteinander verwachsen ist, fängt es an, sich zu differenzieren, in Dauergewebe umzuwandeln. Mit der Bildung von Gefässen und Siebröhren erreicht die Verwachsung ihre Vollendung. Der Markkörper kann an der indirekten Verwachsung Teil haben. Die sklerenchymatischen Bündel der primären Rinde und die Epidermis verwachsen nicht miteinander.

65. Über Veredelungsversuche an Malvaceen berichtet H. Lindemuth in Gartenflora, No. 1, 1901.

Durch Kopulation auf den buntblätterigen *Abutilon Thompsoni* wurde von *Malvastrum capense* Grcke., einem zierlichen Kalthausstrauch vom Kap mit kleinen, dreilappigen Blättern und rosaroten Blüten, ein Edelreis mit gelbbunten Blättern erzielt und von diesem nach genügender Erstarkung buntblätterige Stecklinge. Geblüht haben die Pflanzen noch nicht.

Von *Lavatera arborea* L., einer ansehnlichen Pflanze der Mittelmeerländer, mit unten herz-kreisförmigen, oben 3—5 lappigen Blättern und purpurroten Blüten, wurde aus 10 Samen von einer weissbunten Pflanze ein weissbunter Sämling erzogen. Grünblätterige Zweige wurden auf *Abutilon Thompsoni* gepfropft und dadurch ein intensiv gelbfleckiges Edelreis erzielt, das durch Stecklinge fortgepflanzt wurde.

66. Amberg, O. Über Korkbildung im Innern der Blütenstiele von *Nuphar luteum*, Vierteljahrsschr. der Naturf. Ges. zu Zürich, XLVI, 1904, cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 284.

Bei *Nuphar luteum* zeigten die Stengel Frassgänge einer *Sialis*-Larve, die sich von aussen als kleinere oder grössere Anschwellungen kundgaben. Die Gänge sind hohl, die an den Wandungen stehen gebliebenen Membranreste gebräunt und mit einem gelben Schleim überzogen. Auf Schnitten sieht man, dass die den Gängen benachbarten Zellreihen sich durch Tangentialwände geteilt haben. Die nähere Untersuchung zeigte, dass man es mit einem vollständig geschlossenen Korkgewebe zu tun hat, das als Wundkork aufzufassen ist. Verf. glaubt, dass im vorliegenden Falle der Kork den Zweck hat, das Eindringen des Wassers und damit ein Faulen des Stengelgewebes zu verhindern.

Digitized by Google

VI. Unkräuter und phanerogame Parasiten.

67. **Laurent, Emile.** De l'influence du sol sur la dispersion du gui et de la cuscute en Belgique. (Bull. de l'Agriculture, 1901.)

Zahlreiche Beobachtungen über die Verbreitung der Mistel und der Kleeseide in Belgien ergaben als wichtigstes Resultat, dass beide Parasiten kalkliebend sind, insofern sie sich am besten dann entwickeln, wenn die Wirtspflanzen auf kalkreichem Boden (mindestens 1 $^0/_{00}$) stehen. Die Kleeseide wird, abgesehen vom Kalk, in ihrer Entwickelung gefördert durch stickstoffreiche Ernährung der Wirtspflanze; ein an Phosphorverbindungen reicher Boden hemmt ihre Entwickelung. Kalkliebend, jedoch minder ausgesprochen als die genannten, ist auch *Orobanche minor*.

68. **Laurent, E.** Sur l'existence d'un principe toxique pour le Poirier, dans les baies, les graines et les plantules du Gui. (Comptes rend. de l'Acad. des Sciences, Paris, déc. 1901, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. LXXXIX, p. 91.)

Im Embryo und in geringerem Grade auch im Fruchtfleisch der Mistelbeeren ist ein Gift enthalten, durch dessen Einwirkung bei gewissen Birnbaumarten die parenchymatischen Gewebe sich zusammenziehen, die Gefässe sich mit Gummi verstopfen und die Zweige in der Nähe der Mistelbüsche vertrocknen.

69. **Lavergne, G.** La Cuscute de la vigne et l'Oidium au Chili. (Revue de viticult., T. XIV, p. 845, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 747, Bd. VIII.)

Cuscuta suaveolens, ein häufiger Schädling der Reben in Chili, steigt durch Vermittelung hoher Unkräuter, besonders der *Convolvulus* zu den krautigen Teilen der Reben empor, in die sie ihre Haustorien einsenkt. — Das *Oidium* hat sich in letzter Zeit stark vermehrt und zwar durch Conidien sowohl wie durch Perithecien. Bekämpfung durch Schwefeln und, im Winter, Bestreichen der oberflächlich entrindeten Reben mit 10 proz. Schwefelsäure, wodurch auch noch zahlreiche andere Rebenfeinde vernichtet werden.

70. **Stift, A.** Kleeseide auf Zuckerrüben. (Österr. landw. Wochenbl., 1902, No. 6, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 647.)

Auf einem Rübenfelde, das als Vorfrucht Weizen getragen hatte und vor diesem Klee, der stark von Kleeseide befallen war, waren viele Rüben von der gemeinen Seide (*Cuscuta europaea*) befallen, die die Blätter zum Absterben brachte. Es zeigte sich infolgedessen eine bedeutende Verminderung im Wurzelgewichte und im Zuckergehalte.

71. **Lumia, C.** Sull' opportunità di distruggere le *Orobanche*. (Bollett. Entomol. agrar. e Patol. veget., VIII, 160—162, cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 88.)

Im Fruchtknoten mehrerer *Orobanche*-Pflanzen fanden sich Larven eines Zweiflüglers, wodurch die Samenbildung verhindert wurde. Verf. meint, dass die Vernichtung jener Parasiten durch Menschenhand eher nachteilig sei, weil dadurch auch die Zweiflügler, die natürlichen Feinde jener Pflanzenart, an Individuenzahl allzusehr gemindert würden.

72. Beiträge zur Bekämpfung des Unkrautes durch Metallsalze. (Z. f. Pflkr., 1902, S. 88.)

Im 2. Heft des ersten Bandes der Arb. aus d. Biol. Abt. d. Kais. Gesundheitsamtes wird über Versuche, die auf dem Versuchsfelde in Dahlem mit verschiedenen Metallsalzlösungen angestellt wurden, berichtet. Bespritzen mit 15 $^0/_0$iger Eisenvitriollösung und mit 5 $^0/_0$iger Kupfervitriollösung war in fast gleichem Masse wirksam zur Vernichtung verschiedener Unkräuter, be-

Digitized by Google

sonders des Ackersenfs und des Hederichs. Für die Praxis kommt wegen des erheblich billigeren Preises nur das Eisenvitriol in Betracht. Für die Bemessung des Flüssigkeitsquantums ist die Grösse der zu bespritzenden Vegetation zu berücksichtigen; selbst bei ganz jungen Pflanzen sollte man nicht unter 500 Liter pro ha herabgehen; bei grösseren Pflanzen kann das zwei-, drei-, selbst vierfache Quantum angezeigt sein. Es muss frühzeitig gespritzt werden, wenn die Senf- und Hederichpflanzen erst 4—7 cm hoch sind und erst 3—4 Blätter haben, aber noch keine Blüten oder höchstens ganz junge Anlagen dazu. In annähernd starkem Grade wirkten die Bespritzungen auch gegen Ampfer, Windenknöterich, Löwenzahn, Gänsedistel und Kreuzkraut, während bei anderen Unkräutern die Wirkung schwächer war oder ganz ausblieb. Alle unsere Getreidearten wurden nur unerheblich geschädigt und entwickelten sich normal. Rotklee und Zuckerrüben wurden unbedeutend beeinflusst, Erbsen etwas mehr. Bei Futterwicken dagegen zeigte sich eine bedenkliche Einwirkung, und ganz unzulässig sind die Spritzmittel bei Kartoffeln. Entscheidend für die Wirksamkeit der Bespritzung scheint in erster Linie die verschiedene Benetzbarkeit der Pflanzen zu sein, gleichviel ob es sich um Unkräuter oder Kulturpflanzen handelt. Das zum Aufstreuen empfohlene Heufelder Pulver steht in allen für die Praxis in Betracht kommenden Beziehungen der Eisenvitriollösung nach: seine Wirkung ist im allgemeinen schwächer und überdies von der Witterung abhängig; ausserdem stellt sich das Pulver teurer.

73. **Heinrich.** Neue Mittel zur Vertilgung von Hederich und Ackersenf. (Landw. Annalen des Mecklenb. patriot. Ver., 1900, p. 201, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 749, Bd. VIII.)

Die gleiche Wirkung, wie durch Bespritzung mit Eisenvitriol zur Vertilgung der Unkräuter, lässt sich durch Lösungen verschiedener Düngesalze erzielen. besonders mit Chilisalpeter, schwefelsaurem Ammoniak und 40 prozent. Chlorkalium in 15—40 prozent. Konzentration. Getreidearten werden dadurch nicht geschädigt; junger Klee, Erbsen, Bohnen, Wicken, Lupinen und Rüben sind empfindlich. Die Kosten der Bespritzung werden durch diese Vereinigung mit der Düngung beträchtlich verringert.

74. **Gutzeit, E.** Feldversuche zur Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten und Unkräutern im Jahre 1899. (Sep.-Abd. a. d. Correspondenzblatt d. Landwirtschaftskammer f. die Provinz Ostpreussen. — Z. f. Pflkr., 1902, S. 317.)

Betreffs der Bekämpfung des Hederichs und anderer Unkräuter durch Eisenvitriollösung und „Hederichtod“ wurden 100 l einer 15 prozent. Eisenvitriollösung (also 80 Pfd. Eisenvitriol) pro Morgen zur Vertilgung des Hederichs auf einem Haferfelde bei windstillem, heissem Wetter angewendet. Zwei Tage nacher zeigten die gespritzten Felder schon von weitem eine etwas dunkelere Farbe gegenüber den unbehandelten. Die Haferpflanzen waren durchweg schwarz gefleckt und die Blätter zeigten zum Teil schwarze Spitzen. Viel stärker hatten die Hederichpflanzen gelitten: Blätter und Stengel waren schwarz gefleckt resp. ganz verdorrt und abgestorben. Die Blätter des grossen Sauerampfers waren gänzlich abgestorben, die Ackerdisteln hatten stark gelitten. Bei einer 4 Wochen späteren Besichtigung zeigten sich die Haferpflanzen im besten Wachstum, auf den gespritzten Feldern ebenso kräftig, wie auf den anderen: die Ackerdisteln hatten, nachdem ihre Blätter zerstört waren, neu getrieben, waren jedoch im Wachstum zurückgehalten. Auf den ungespritzten Feldern waren überall mächtig entwickelte Hederichpflanzen mit

Digitized by Google

reichem Schotenansatz zu finden, während auf den gespritzten die kleinen Pflänzchen, soweit sie von dem feinen Sprühregen getroffen waren, meist gänzlich abgestorben waren; die grösseren Pflanzen hatten trotz des Verlustes ihrer Blätter einen kümmerlichen Schotenansatz entwickelt. Die Sauerampferpflanzen waren weiter gewachsen, aber im Wachstum nur halb so weit gekommen, wie auf den unbesprengten Parzellen.

Nach Versuchen, die mit Hederichtod (Eisenvitriol, welchem durch Erhitzen auf 104° C sein Kristallwasser entzogen ist und welches mit einem indifferenten Mittel wie Gips, Knochenmehl etc. verdünnt ist) ausgeführt wurden, wirkt derselbe ausserordentlich schlechter als das 15 prozent. Eisenvitriol. Die Versuche betreffs einer Bekämpfung der Kartoffelkrankheit mit Kupfermitteln ergaben, dass die Beizung der Saatknollen mit Kupferkalkbrühe ein vorzügliches Mittel ist, die sogenannte Schwarzbeinigkeit der Kartoffeln zu unterdrücken. Unter Beobachtung der nötigen Vorsichtsmassregeln schädigt die Beize den Ertrag in keiner Weise, sondern erhöht ihn ähnlich wie die Besprengung des Laubes. Eine frühzeitige Besprengung der Kartoffelstauden mit Kupfermitteln erhöht den Knollenertrag, auch in trockenen Jahren, wann die Pflanzen von der Krankheit verschont bleiben, soweit, dass die Kosten des Verfahrens nicht in Betracht kommen. Es empfiehlt sich daher die frühzeitige Anwendung der Kupferung in jedem Jahre ohne Rücksicht auf die zu erwartende Witterung. Kupfersoda scheint denselben Erfolg wie Kupferkalkbrühe zu haben. Wo ihr 2 bis 8 mal höherer Preis gegenüber der Bequemlichkeit der Anwendung nicht ins Gewicht fällt, kann ihre Anwendung empfohlen werden.

VII. Kryptogame Parasiten.

a) Abhandlungen verschiedenen Inhalts.

75. **Duggar, B. M.** Physiological Studies with reference to the Germination of certain Fungous Spores (Physiologische Untersuchungen mit Bezugnahme auf die Keimung gewisser Pilzsporen). (Bot. Gazette, XXXI, Chicago, 1901, S. 88—66, cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 88.)

Bei Sporenaussaaten in Wasser (W), Bohnenabkochung (B), eine Nährsalzlösung (N) und dieselbe mit Zuckerzusatz (NZ) und in eine Zuckerlösung (Z) ergaben sich folgende Resultate: *Aspergillus flavus, Sterigmatocystis nigra* und *Penicillium glaucum* keimten in W nicht, gut (100 %) in B und NZ und zu einem Teile in N und Z, *Oedocephalum albidum, Botrytis vulgaris* und *Monilia fructigena* in allen Kulturmitteln gut oder fast gut (75 %, *Mucor*-Arten in B nnd ZT in NZ und Z, keimten kaum, *Phycomyces nitens* und *Chaetocladium Jonesii* in B und NZ gut, in Z zum Teil, sonst nicht, *Coprinus*-Arten und *Boletus* gar nicht, ausgenommen *C. micaceus* in B gut.

Ustilago perennans keimte mit beiden Generationen gut in B, seine Herbstgeneration in W und Z teilweise, *U. Avenae* mit beiden Generationen in W und Z. *U. striiformis* und *Urocystis Anemones* ergaben keine Resultate. *Uredo graminis* vom Weizen keimte kaum, dieselbe vom Roggen in W und Z zum Teil. *Uromyces caryophyllinus* keimte in W und Z gut, in B. fast gut, *Ovularia primulina* in W gut, in B und Z fast gut.

Für *Aspergillus* und *Sterigmatocystis* wurden die Nährlösungen noch mannigfach variiert. In verschieden starken Glycerinlösungen keimten *Asper-*

Digitized by Google

gillus, *Oedocephalum* und *Ustilago Avenae* gut, *Botrytis* in geringerem Masse Gewisse Nährlösungen hemmen die Keimung, so Pepton, Rübenabkochung und Glycerin stark, HN_4NO_3 gänzlich die der Uredosporen von *Puccinia Helianthi*, während bei denen von *U. caryophyllinus* nur die Rübenabkochung, und zwar gänzlich, hemmend war. Für die Sporen der Peronosporaceen und die Teleutosporen der Uredineen ist eine Ruhezeit erforderlich. Austrocknen wirkt verschieden. *Sterigmatocystis* konnte z. B. wohl 2, aber nicht 5 Jahre langes Trockenliegen vertragen. Mehrere Tage bei 25° ausgeführtes, künstliches Eintrocknen von *Aspergillus*, *Penicillium* und *Sterigmatocystis* scheint die Sporen zu töten. Die Sporen von *Aspergillus* und *Sterigmatocystis* flottieren gewöhnlich; Untertauchen tötet sie nicht.

76. **Fliérow, A.** Der Einfluss der Ernährung auf die Atmung der Pilze. (Bot. Centralbl., 1901, p. 274, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 180.)

Verf. prüfte den Einfluss des Hungerns auf die Atmung bei *Mucor* und *Psalliota campestris;* bei *Mucor* sinkt die Atmung sofort stark herab, weil von ihm kein Vorrat von Reservestoffen im Mycel aufgespeichert wird, während der Hutpilz durch Anhäufen von Reservematerial in hohem Masse unabhängig vom Nährsubstrat wird, daher bei ihm die Atmungsintensität beim Hungern nur langsam abnimmt. Aus Versuchen mit *Amanita muscaria*, um den Einfluss des Hungerns auf den Umsatz der Eiweissstoffe festzustellen, folgert Verf.: der Gesamtstickstoff nimmt während des Hungerns prozentisch zu, was sich durch Verlust stickstofffreier Substanzen durch die Atmung erklärt. Es findet eine Neubildung von Eiweiss und Nukleïn statt, die mit der Periode der Sporenbildung und Reifung zusammenfällt; dann folgt schneller Eiweisszerfall.

77. **Sajó, K.** Weitere Mitteilungen über die meteorologischen Ansprüche der schädlichen Pilze. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 151.)

Die Jahre 1899 und 1900 waren in einem grossen Teile Ungarns durch fast entgegengesetzte Witterungsverhältnisse charakterisiert. Im ersten Jahre richtete der sonst dort sehr seltene wahre Meltau grossen Schaden an, um im folgenden Jahre vollständig wieder zu verschwinden und dem sonst alljährlich auftretenden falschen Meltau Platz zu machen. 1901 zeigte sich nun, für viele Gegenden fast unbekannt, eine dritte Traubenkrankheit, der „white rot", verursacht durch *Coniothyrium Diplodiella*. Es herrschten ganz abnorme Witterungsverhältnisse, indem überwiegend östliche Luftströmungen beobachtet wurden, während das Oïdium-Jahr mehr West- und Südwestwinde hatte; die mittlere Temperatur war ungewöhnlich hoch und der Juli sehr niederschlagsreich. Nach einem Wolkenbruch mit Hagelschlag zeigte sich überall *Coniothyrium*. Die herrschenden Windrichtungen begünstigen das Überhandnehmen eines parasitischen Pilzes in einem früher verschonten Gebiet, indem sie die Sporen aus Gegenden, wo er zu Hause ist, mitführen und etappenweise absetzen. Günstige meteorologische Verhältnisse können dann eine Epidemie herbeiführen.

*78. **Bannasch, A. jr.** Witterungseinflüsse und die Bekämpfung parasitärer Pflanzenkrankheiten. (Proskauer Obstbau-Ztg., 1902, No. 3, p. 88, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. VIII, p. 751.)

79. **Ray, J.** Les maladies cryptogamiques des végétaux. (Rev. gén. de Bot., T. XIII, 1901, p. 145, cit. Centralbl. f. Bakt. 1902, Bd. IX, p. 179.)

Verf. will durch dieselben Methoden, durch die Tiere und Menschen immun gegen pathogene Organismen gemacht werden können, auch die

Digitized by Google

Pflanzen gegen ihre Parasiten schützen. Sie sollen durch Infektion mit wenig virulenten Organismen an die Wirkungen der Parasiten gewöhnt oder auch durch Zuführen von Säften immuner Individuen giftfest gemacht werden.

80. **Parjewicz, K.** Physiologische Untersuchungen über die Atmung der Pflanzen. (Bot. Centralbl., 1901, p. 141, cit. Bied. Centralbl. f. Agrikulturchemie, 1902, p. 180.)

Bei Versuchen mit *Aspergillus niger* beobachtete Verf., dass der Einfluss des Hungerns auf die Atmung sich in der Art geltend machte, dass sowohl die ausgeschiedene CO_2 Menge, als auch die aufgenommene O-Menge, erstere stärker, sank.

81. **Magnus, Werner.** Studien an der endotrophen Mykorrhiza von *Neottia Nidus avis* L. (Pringsheim Jahrb. f. wiss. Bot., 1900, Bd. XXXV, cit. Z. f. Pflkr., 1901, S. 846.)

In den Wurzeln von *Neottia Nidus avis* sind stets die ersten drei bis vier Zellenschichten unter der Epidermis vom Pilze infiziert; im Rhizom und im Stengel können bis sechs Zellreihen infiziert sein. Das Wachstum der Hyphen wird von dem Zellkern in keiner erkennbaren Weise beeinflusst.

Auch diejenigen Fälle, in welchen die Haustorien parasitärer Pilze an den Zellkern sich anlegen, gestatten nach Verf. keinen Rückschluss auf die Bedeutung des Kernes als Nahrungszentrum: Auch auf andere feste Körper, die sich in der Zelle befinden, wachsen die Haustorien zu, die demnach nur eine Aufnahme fester Bestandteile anzustreben scheinen.

In den verschiedenen Schichten der infizierten Wurzelgewebe erfährt der Pilz der *Neottia* ein verschiedenes Schicksal. In der mittleren Zellenlage degeneriert der Pilz nie. Dickwandige Hyphen laufen ringförmig an der Zellwand entlang und entsenden feinere, dünnwandige, die ganze Zelle durchsetzende „Haustorienhyphen". Verf. nennt diese Zellen Pilzwirtzellen. In den inneren und äusseren Schichten des infizierten Gewebes, den „Verdauungszellen", degeneriert der Pilz immer. Dünnwandige, protoplasmareiche Hyphen durchwachsen die Zelle, sterben früh ab und werden, nachdem ihr eiweissreicher Inhalt von der Zelle aufgenommen worden, gleichzeitig oder an einer Stelle beginnend zusammengepresst (simultane oder lokale Klumpenbildung). Dann werden sie zusammen mit einem Teil des pflanzlichen Plasmas als toter Klumpen ausgeschieden. Diese Reste werden von einem zweiten parasitären Pilz, der in *Neottia* auftritt, verzehrt.

Die an den Zellen der Wirtspflanze sich abspielenden Veränderungen bestehen darin, dass zunächst unter der Fernwirkung des Pilzes die später zu infizierenden Zellen sich vergrössern. Der Pilz selbst wird stets von reichlichem Plasma umkleidet, das in den Verdauungszellen während des Absterbens des Pilzes vakuolig wird.

Nach Vereinigung der Vakuolen kommt schliesslich der Pilzklumpen mitten in den zentralen Saftraum zu liegen oder wird durch Bildung einer neuen, ihm anliegenden Plasmaschicht völlig aus dem Protoplasten herausbefördert. Gewöhnlich wird das Plasma durch den Pilz nicht zu vorzeitigem Absterben gebracht.

Das im Klumpen ausgeschiedene Plasma verwandelt sich in eine celluloseähnliche Substanz. „Die Fähigkeit, im Innern der Zelle Membranstoffe zu bilden, scheinen alle höheren Pflanzen za haben."

Der Kern in den Verdauungszellen zeigt Hyperchromatie und amöboide Verzweigungen. Nach dem Verdauungsprozess kehrt er zur Kugelform zurück.

Digitized by Google

Der Kern der Pilzwirtzellen zeigt unregelmässige Chromatinanhäufungen und atrophiert schliesslich. Die Kerne von *Listera ovata* und *Orchis maculata* weisen analoge Veränderungen auf. Die Kernfragmentationen bei diesen und in anderen Mykorrhizen deutet Verf. als „angepasste physiologische Leistungen aktivierter Kerne".

„Soweit aus rein anatomischen Tatsachen ersichtlich, besteht die physiologische Bedeutung der Verdauungszellen in einem ausschliesslichen Nutzen für die höhere Pflanze, die dort den substanzreichen Pilz tötet, verdaut und exkrementiert, die Bedeutung der Pilzwirtzelle in einem ausschliesslichen Nutzen für den Pilz, der dort rein parasitär wächst, den Protoplast schädigt, schliesslich Organe bildet, die geeignet erscheinen, ausserhalb der Pflanze zu überwintern."

82. Zimmermann, A. Sammelreferate über die pflanzlichen Parasiten der tropischen Kulturpflanzen. (Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 46, Bd. VIII.)

I. Phanerogamen. Verschiedene *Loranthus* sp. nach Watt in Assam, besonders auf den Saatbeeten der Theepflanzungen. *Euphorbia heterophylla* L. wuchert stellenweise in den Theesträuchern.

II. Algae: *Cephaleuros virescens* Kunze dringt, nach Cunningham, in die Zweige der Theepflanzen ein.

III. Fungi. a) Hymenomycetes.

1. Exobasidiaceae. Die nach Watt als „blister blight" bekannte, sehr schädliche Krankheit in den Theeplantagen wird nach Massee durch *Exobasidium vexans* Massee verursacht, das die jungen Zweige und Blätter befällt.
2. Polyporaceae. *Trametes Theae* Zn. auf Java, tötet stellenweise zahlreiche Bäume.
3. Telephoraceae. *Corticium javanicum* Zn. wurde von Zimmermann auf Zweigen von *Thea chinensis* gefunden, wahrscheinlich ein echter Parasit und die Zweige tötend.

b) Phycomycetes. Protomycetes. *Protomyces Theae* in Theewurzeln, ob der Pilz das Absterben derselben veranlasst hatte, blieb unentschieden.

c) Pyrenomycetes.

1. Perisporiaceae. *Capnodium Footi* Berk. und Desmaz. nach Watt auf Theeblättern, die von Läusen befallen sind.
2. Sphaeriaceae. Die von Cooke beschriebene *Sphaerella Camilleae* auf Blättern von *„Camillea Theae"* (wahrscheinlich *Camellia Thea*) ist als *Laestadia Camilleae* Berl. und Vogl. zu bezeichnen, vielleicht auch identisch mit der von Raciborski beobachteten *Laestadia Theae* Rac., die auf den Blättern rundliche, braune, gezonte, vertrocknende Flecke erzeugt. Auf den gleichen Flecken vielleicht mit der *Laestadia* in Zusammenhang stehend *Colletotrichum Theae* Massee. *Rosellinia radiciperda* Massee nach Carruthers namentlich in ungenügend drainiertem Boden.

d) Sphaeropsideae.

1. Sphaeroidaceae. *Phoma Camilleae* Cooke nach Saccardo auf Blättern von *Camillea* (*Camellia?*) *Theae; Septoria Theae* von Cavara auf Blättern von *Thea viridis* gefunden.
2. Leptostromaceae. *Discosia Theae* Cav. auf Blättern von *Thea viridis* von Cavara beobachtet.
3. Melanconiaceae. *Colletotrichum Camellina* Massee verursacht nach Massee in den Theeplantagen Ceylons beträchtlichen Schaden. Die als „brown

Digitized by Google

blight" bezeichete Krankheit ist durch sehr fein verteiltes Spritzen mit Bordeauxbrühe oder ammoniakalischer Kupferlösung zu bekämpfen. *Pestalozzia Guepini* Desmaz. verursacht nach Massee die nach Watt in Indien und Ceylon sehr verbreitete Krankheit „grey blight". Kleine graue kreisförmige, allmählich zusammenfliessende Flecke auf beiden Seiten der Blätter. Kommt ausser auf Thee auch auf *Citrus, Magnolia, Lagerstroemia* u. a. vor. *Hendersonia theicola* Cke. ist nach Massee eine abnorme Form von *Pestalozzia Guepini*.

e) Hyphomycetes.

1. Dematiaceae. *Cladosporium herbarum* Pers. nach Carruthers auf Blättern von Theesträuchern, die zwischen ebenfalls befallenen Kaffeebäumen standen. *Cercospora Theae* von van Breda de Haan auf Theeblättern gefunden.
2. Stilbaceae. Die unter dem Namen „thread blight" bekannte Theekrankheit sollte nach Berkeley und Cunningham durch *Corticium repens* B. veranlasst werden. Massee fand als Urheber der Krankheit *Stilbum nanum* Massee, dessen Mycel zuerst im Kambium der Zweige vegetiert, dann sich auf der Oberfläche der jungen Stengelteile ausbreitet und auf die Unterseite der Blätter gelangt, die es abtötet.
8. Tuberculariaceae. *Necator decretus* Massee von Zimmermann auf Zweigen von *Thea chinensis* beobachtet.

Cunningham beschreibt einen Wurzelpilz, der die Theepflanzen an der Hauptwurzel und an der Stammbasis befällt und tötet. Fruktifikationen des Pilzes waren nicht zu erhalten. Nach Watt werden in Indien wahrscheinlich verschiedene Wurzelpilze gefunden, von denen der eine nach Massee mit *Rosellinia radiciperda* Massee nahe verwandt oder identisch sein soll.

88. **Zimmermann, A.** Sammelreferate über die pflanzlichen Parasiten der tropischen Kulturpflanzen. IV. Die Parasiten der Schattenbäume und Windbrecher. (Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 803, Bd. VIII.)

Fungi, Pilze. a) Hymenomycetes. *Telephoraceae.* 82. *Corticium javanicum* Zimm. auf absterbenden Zweigen von *Bixa orellana.* b) *Uredinaceae.* 88. *Uromyces Tepperianus* Sacc. auf *Albizzia montana.* c) Pyrenomycetes. 1. *Sphaeriaceae* 84. *Telimena Erythrinae* Rac. auf Blättern von *Erythrina lithosperma.* 2. *Hypocreaceae.* 85. *Nectria vulgaris* auf *Erythrina*-Zweigen, mit wulstartigen Verdickungen, die wahrscheinlich von einer Laus verursacht worden waren. 86. *Nectria coffeicola* Zimm. und 87. *Calonectria Meliae* Zimm. auf Zweigen von *Melia Azedarach.* d) Schizomycetes. 88. Eine sehr verbreitete Krankheit bei *Erythrina* durch Bakterien, die besonders im Kambium der Wurzeln vorkommen und im Holz eine teilweise Auflösung der Ligninsubstanzen verursachen, so dass die befallenen Bäume schliesslich vollständig absterben. e) *Sphaeropsidaceae.* 1. *Sphaeroidaceae.* 89. *Plenodomus Erythrinae* Oud. in *Erythrina*-Zweigen mit rotem Mark. 2. *Melanconiaceae.* 90. *Myxosporium Meliae* Zimm. auf grünen Teilen von *Melia Azedarach,* die durch Helopeltis angestochen waren. f) Hyphomycetes. 1. *Mucedinaceae.* 91. *Ramularia Eriodendri* Rac. auf *Eriodendron anfractuosum.* 92. *Ovularia Bixae* Rac. auf *Bixa orellana.* 2. *Tuberculariaceae.* 98. *Necator decretus* Massee auf Zweigen von *Bixa orellana.*

84. **Zimmermann, A.** Über einige an tropischen Kulturpflanzen beobachtete Pilze II. (Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 148, 181, 216, m. 8 Fig., Bd. VIII.)

Telephoraceae. 22. *Corticium javanicum* (No. 4 der ersten Mitt.) Zimm. wurde im Buitenzorger Kulturgarten auch auf absterbenden Zweigen von

Digitized by Google

Cinnamomum ceylanicum, *Cola acuminata* und *Indigofera galegoides* beobachtet. *Peronosporaceae*. 23. *Peronospora cubensis* Berk. et Curt. var. *atra* var. n. Auf beiden Seiten der Blätter von *Cucurbita Pepo* in gelben Flecken, die allmählich zusammenfliessen, bräunlich werden und das Blatt zum Absterben bringen. Schliesslich geht die ganze Pflanze zu Grunde. *Chytridiaceae*. 24. *Rhizophidium fungicolum* sp. n. Zahlreiche birnförmige Sporangien auf Kakaofrüchten, auf dem Mycel eines *Gloeosporium* schmarotzend. *Perisporiaceae*. 25. *Antennaria setosa* sp. n. Auf Blättern von Kaffeehybriden, die von *Pulvinaria psidii* befallen waren. Mycel auf der Blattoberseite schwarze Krusten (Russtau) bildend. 26. *Capnodium javanicum* sp. n. Schwarze Krusten auf den Blättern von *Coffea liberica*, die von *Lecanium viride* befallen waren. 27. *Meliola Anacardii* sp. n., rundliche Flecke auf der Blattoberseite von *Anacardium occidentale*. *Sphaeriaceae*. 28. *Zignoella Caesalpiniae* n. sp. Perithecien auf der Rinde von Zweigen von *Caesalpinia coriaria*. 29. *Physalospora fallaciosa* Sacc. Ziemlich häufig auf den Blättern von *Musa sapientum*, scheint jedoch nicht merklich zu schädigen. *Hypocreaceae*. 30. *Nectria (Lasionectria) luteopilosa* sp. n. Auf schwarz gewordenen Früchten von *Coffea liberica*, Perithecien und Conidienlager mit goldgelben Haaren besetzt. 31. *Nectria fructicola* sp. n. Auf schwarzen Früchten von *Coffea liberica*. 32. *Ophionectria foliicola* sp. n. Auf lebenden Blättern von *Coffea liberica*, ganz unschädlich. 33. *Pleonectria coffeicola* sp. n. Auf lebenden Blättern von *Coffea liberica*. *Dothideaceae*. 34. *Phyllachora macrospora* sp. n. Ziemlich häufig auf Blättern von *Durio zibethinus*. *Microthyriaceae*. 35. *Scolecopeltis aeruginea* sp. n. Auf Blättern von *Coffea liberica* stellenweise in grosser Menge, aber unschädlich. *Myriangieae*. *Myriangiella* gen. n. 36. *Myriangiella orbicularis* sp. n. Auf lebenden Blättern von *Coffea liberica*. *Sphaeroidaceae*. 37. *Coniothyrium Coffeae* sp. n. Schwarze, später hellgraue Blattflecke, tief in das Blattinnere eingesenkt, stets zusammen mit *Hemileia vastatrix*. 38. *Diplodia Agaves* Niessl. Auf vertrockneten Blattspitzen von *Agave americana*. 39. *Diplodia coffeicola* sp. n. Auf schwarzen Früchten von *Coffea liberica*. 40. *Phyllosticta Cucurbitacearum* Sacc., hellgraue Flecke auf Gurkenblättern. 41. *Phyllosticta Durionis* sp. n. Auf *Durio zibethinus* grosse, hellgraue Blattflecke von bis 40 mm Durchmesser, gleichzeitig mit *Phyllachora macrospora*. *Nectrioidaceae*. *Ciliospora* gen. n. 42. *Ciliospora gelatinosa* sp. n., auf faulenden Kakaofrüchten. *Melanconiaceae*. 43. *Gloeosporium coffeanum* Del., grosse dunkelbraune Flecke auf den Blättern von *Coffea liberica*, die ausserdem von *Hemileia vastatrix* befallen waren. 44. *Myxosporium Meliae* sp. n. Grosse, dunkelumrandete, meist längsgestreckte Flecke, bis 15 mm lang und 2 mm breit, auf den noch grünen Stengelteilen von *Melia Azedarach*. Es waren fast alle grünen Teile abgestorben; wahrscheinlich ist der Pilz aber nur sekundär aufgetreten. Der Hauptschädiger scheint eine Wanze der Gattung Helopeltis zu sein. 45. *Septogloeum Manihotis* sp. n. Auf den Blättern von *Manihot utilissima* erst dunkelgrüne, später braun werdende Flecke von 5—8 mm Durchmesser, wenig schädlich. *Mucedinaceae*. 46. *Aspergillus atropurpureus* sp. n., auf faulenden Früchten von *Coffea liberica*. 47. *Mycogone flava* sp. n. Mycel wenig entwickelt, zwischen anderen Pilzen auf faulenden Kaffeefrüchten. Die Dimensionen der Sporen ziemlich übereinstimmend mit *Mycogone Meliolae* Pat. (Sacc. Syll., XI, p. 600). 48. *Sporotrichum radicicolum* sp. n. Auf verschiedenartigen abgestorbenen Wurzeln, die einige Zeit in feuchter Luft bewahrt worden waren, erst weisse, später spangrüne Polster bildend. *Dematiaceae*. 49. *Cercospora coffeicola* Cooke. Ziemlich häufig auf den Blättern, seltener auf noch grünen Stengelteilen von *Coffea arabica*.

Digitized by Google

50. *Cercospora Musae* sp. n. Ziemlich häufig auf Blättern von *Musa sapientum* auf hellbräunlichen, dunkel umrandeten Blattflecken. 51. *Napicladium Andropogonis* sp. n. Auf den Blättern grosse karminrote, später graubraune Flecke, in grossen Mengen auf *Andropogon citratus*, *A. Schoenanthus* u. a., ziemlich schädlich. *Nigrospora* gen. n. 52. *Nigrospora Panici* sp. n. Auf absterbenden Blättern von *Panicum amphibium* in grosser Menge, wahrscheinlich das Absterben der Blätter verursachend. 53. *Scolecotrichum Musae* sp. n. Vereinzelt auf Blättern von *Musa sapientum* auf graubraunen, dunkel umrandeten Blattflecken. *Stilbaceae*. *Rhombostilbella* gen. n. 54. *Rhombostilbella rosea* sp. n. Auf Blättern von *Coffea liberica*, Mycel in den Perithecien von *Capnodium javanicum*, diese ausfüllend, Fruchtträger aus der Mündung hervorbrechend. *Tuberculariaceae*. 55. *Spegazzinia Meliolae* sp. n. Mycel an der Blattoberseite von *Anacardium occidentale* auf dem Mycel von *Meliola Anacardii* (No. 27) schmarotzend.

85. In den deutschen Schutzgebieten aufgetretene Krankheiten tropischer Kulturpflanzen. (Tropenpflanzer, 5 Jahrg.) cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 157.

S. 446 wird eine neue Infektionskrankheit des Kaffees besprochen, deren Ursachen unbekannt sind. Die kranken Pflanzen „haben kleinere, fleckige und gekräuselte Blätter und treiben sternförmig sich ausbreitende Äste in überflüssiger Menge; auch zeigt sich eine reichliche Bildung von Ausläufern. An den Ästen und Ausläufern bilden sich Knoten, welche im Innern sowohl im Mark wie im Holz rotbraune Punkte aufweisen. Die Äste sind sehr brüchig." Die Krankheit greift schnell um sich. Beim Thee verursacht ein kleiner brauner Pilz Absterben der Wurzelrinde; später welken und vertrocknen die Blätter. Alle kranken Sträucher sind mit den Wurzeln zu verbrennen, der Boden muss vor der Neubepflanzung mit gebranntem Kalk gedüngt werden (Beiheft 2, p. 72). Eine ähnliche Krankheit trat in Kamerun an den Wurzeln der Kakaobäume auf (p. 288). Bei der Sorghumhirse wurde ausser der Mafutakrankheit reichlich Mutterkorn beobachtet (p. 25). Die Uwelepflanze (*Pennisetum spicatum*) litt an der „Büschelkrankheit", bei der die jungen Blatt- und Blütentriebe zu länglichen bis kugelförmigen, kurzen, krausen Büscheln umgebildet werden (p. 28). Beim Zuckerrohr wird durch *Trichosphaeria Sacchari* eine Rind Fungus, Red Patsh oder Red Smut genannte Krankheit verursacht. An den Cinchonapflanzen wurde vereinzelt Krebs gefunden (p. 593). Die Früchte von *Acacia arabica* leiden an Gummosis und entwickeln sich dadurch nur mangelhaft (p. 812). In den Saatbeeten des Tabaks auf Sumatra ist die verheerende „Bibit-Krankheit" häufig, bei der zuerst die Wurzeln, dann die Blätter der jungen Pflanzen faulen. Spritzen mit Bordeauxbrühe soll der Krankheit vorbeugen (p. 121). Apfelsinen litten an Wurzelfäule (p. 188).

86. Kurze Notizen über Krankheiten tropischer Nutzpflanzen. (cit. Zeitschrift f. Pflanzenkr., 1902, p. 227, 285.)

Eine statistische Zusammenstellung von Mitteilungen aus folgenden Zeitschriften: 1. Boletim del Instituto Fisico-Geographico de Costa Rica, 1901 (B.C.). 2. Boletim da Agricultura S. Paulo, 1901 (B.A.). 3. Instituto Agronomico do Estado de S. Paulo, Campinas, 1901 (C.). 4. A Lavoura, Rio de Janeiro, 1900 (A.). 5. Revue des Cultures Coloniales, 1901 (C.C.). 6. Mededeelingen Van Het Proefstation Voor Suikerriet in West-Java, No. 51, 52. Overgedrukt uit het Archief voor de Java-suikerindustrie, 1901, Afl. 5,18 (M.). 7. Teysmannia (T.). 1. Kaffee. Über die Wirkung des Frostes berichtet Cambourg (C. C. 1901, p. 222), dass Reif die Blütenknospen zerstört, also die Ernte des folgenden Jahres vernichtet, wirkliche Eisbildung bei — 2—4° jedoch binnen 24 Stunden

Digitized by Google

die Bäume zugrunde richtet. Der Stamm vertrocknet zuerst, dann geht die Wurzel an Saftstockung zugrunde. Werden die Bäume 40—50 cm über dem Boden zurückgeschnitten, treiben sie junge Schosse, sterben aber frühzeitig ab. Die Ursache der von Zimmermann (T., 1901, p. 419) beschriebenen Blorokziekte ist noch nicht genügend aufgeklärt. Die Blätter verlieren dabei stellenweise ihre grüne Farbe und bekommen gelbe wolkige Flecke, in denen die Oberhautzellen eingesunken und abgestorben sind, ohne dass irgend welche Verletzungen oder parasitäre Organismen wahrzunehmen sind. Wahrscheinlich ist die Krankheit, die die Bäume nicht tötet, aber fast ganz unfruchtbar macht, rein physiologischer Natur. Der „schwarze Wurzelschimmel" des Javakaffees befällt nach Zimmermann (T., 1901, p. 805) das ganze Wurzelsystem und tötet die Bäume. Das dicht verwebte Mycel dringt von der Rinde aus radial in das Holz und durchzieht besonders die Markstrahlen. Über einen „weissen Wurzelschimmel" berichten Tonduz (B. C., 1901, p. 7) und Pittier (B. C., 1901, p. 128). Die Djamoer-öpas-Krankheit scheint nach Zimmermann (T., 1901, p. 442) in verschiedenen Formen aufzutreten. Die von demselben neben *Hemileia* (T., 1901, p. 442) auf den Blättern gefundene *Cercospora coffeicola* scheint keinen grossen Schaden anzurichten. Für eine Desinfektion des Saatgutes empfiehlt Zimmermann (T., 1900, p. 546), dasselbe 12—24 Stunden in eine $^1/_2$%ige Lösung von Kupfersulfat einzuweichen und dann 5 Minuten lang unter Umrühren in 5%ige Kalkmilch zu bringen. Zur Vernichtung von Kaffeenematoden (C. C., 1901, p. 178) Injektionen mit Schwefelkohlenstoff. 2. Thee. An den Wurzeln (C. C., 1901, p. 58) *Rosellinia radiciperda* Massee. Die kranken Sträucher sind auszuheben, die Wurzeln zu verbrennen, der Boden muss sorgfältig gekalkt werden. Zur Vernichtung von *Heterodera radicicola* (C. C., 1901, p. 317) wird Düngen mit schwefelsaurem Kali und Ammoniak empfohlen. 3. Zimmt. Der Zimmtrost *Aecidium Cinnamomi* Raciborski befällt nach Zimmermann (T., 1900, p. 445) vorzüglich junge Blätter und Stengelspitzen, die dadurch stellenweise stark anschwellen und absterben. Einzelne Bäume werden fast ganz zugrunde gerichtet. Spritzen mit Bordeauxbrühe und Umhauen und Verbrennen der infizierten Bäume. 4. Baumwolle. Die Wilt-disease (C. C., 1901, p. 317), eine Wurzelkrankheit, soll nach M. W. A. Orton von *Neocosmospora vasinfecta* E. Smith verursacht werden. Zur Bekämpfung wird Züchtung widerstandsfähiger Sorten angeraten, doch ist alljährliche Neuzüchtung notwendig. Die „Rostkrankheit" (C. C., 1901, p. 191) ist physiologischer Natur; die dabei beobachteten Pilze: *Macrosporium nigricantium*, *Alternaria* sp. *Cercospora gossypina* sind sekundär. 5. Banane. Die Stämme werden von dem sonst nur saprophytisch auftretenden *Marasmius semiustus* angegriffen (C. C., 1901, p. 68) auf gut gedüngtem Boden tut er keinen Schaden. Bei der von Tonduz (B. C., 1901, p. 809) beschriebenen Stammfäule neigen sich die Bäume, die Blätter hängen zerrissen und gelb herunter. Die Krankheit wird vermutlich durch Ernährungsstörungen verursacht. 6. Bei Tomaten beobachtete Hunger (C. C., 1901, p. 254) eine Bakterienkrankheit, durch *Bacillus Solanacearum* verursacht, der durch die von *Heterodera radicicola* erzeugten Wunden in die Pflanze eindringt. Es gilt also in erster Linie, die Nematoden zu bekämpfen.

Ausführlicheres siehe Zeitschrift für Planzenkrankheiten.

87. **Breda de Haan, J. van.** Vorläufige Beschreibung von Pilzen bei tropischen Kulturpflanzen beobachtet, I. (Bull. de l'inst. bot. de Buitenzorg, No. VI, p. 11, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 779, Bd. VIII.)

Digitized by Google

Kurze Beschreibung von 9 neuen Pilzen, von denen 5 auf Reis vorkommen und daher den Artnamen *Oryzae* bekommen: *Leptosphaeria, Helminthosporium, Herpotricha, Melanconium* und *Septoria Oryzae.* Ferner eine *Harknessia?* auf totem Wurzelholze von *Urostigma elastica, Pestalozzia Cinnamomi* auf jungen Ästen und Blättern von *Cinnamomum ceylanicum, Myxosporium Theobromae* auf jungen Ästen und Blattstielen einer *Theobroma* spec. und *Cercospora Theae* auf Theeblättern.

88. **Carruthers, J. B.** Pilzkrankheiten Ceylons. (Administration Reports, 1900, Royal Bot. Garden. Report of Government Mycologist and Assistant Director. Part. IV, S. H. 4—7.) cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 54.

An Theeblättern wurde durch *Pestalozzia Guepini* Desm. grauer Brand verursacht. Auf Büschen, die in der Nähe von Liberiakaffee standen, kam auch das auf diesem angesiedelte *Cladosporium herbarum* Pers. vor. Auf den Blättern die Flechte *Cephaleuros mycoidea* Karst. Auf den Wurzeln *Rosellinia radiciperda* Mass. Auf der Rinde die Flechte *Physcia speciosa* Fr. Auf Kaffee *Hemileia.* Kakao litt an Krebs durch *Nectria* sp.

89. **Raciborski, M.** Cryptogamae parasiticae in insula Java lectae exsiccatae Fasciculus, II. (No. 51—100. Buitenzorg, 1899, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 745, Bd. VIII.)

Die zweite Lieferung dieses Pilzwerkes enthält: *Phyllosiphon Arisari* Kühn, *Phytophysa Treubii* Weber van Bosse, *Cephaleuros parasiticus* Karst., *C. minimus* Karst., *Cystopus Ipomoeae* (Schw.); *Ustilago Treubii* Solms, *U. utriculosa* (Nees); *Graphiola Arengae* Rac.; *Endophyllum Griffithsii* Rac., *Skierka Canarii* Rac., *Schroeteriaster Elettariae* Rac., *Puccinia Solmsii* Henn., *P. periodica* Rac., *P. Mapaniae Rac., P. Geophilae* Rac., *Triphragmium pulchrum* Rac., *Tr. Thwaitesii* Berk. et Br., *Aecidium Ipomoeae* Thüm., *Caeoma Arundinae* Rac., *Uredo (Hemileia) Phaii* Rac., *U. (H.) Antidesmae* Rac., *U. Dianellae* Rac., *U. Vitis* Thüm., *U. Chonemorphae* Rac., *U. Cedrelae* Rac., *U. Gossypii* Leg., *U. Dioscoreae filiformis* Rac., *U. Antidesmae dioicae* Rac.; *Exobasidium Symploci* Rac., *Kordyana Tradescantiae* (Pat.) Rac.; *Elsinoe viticola* Rac., *E. Menispermacearum* Rac., *Phymatosphaeria Calami* Rac., *Penicillopsis clavariaeformis* Solms, *Aspergillus Penicillopsis* (Henn.) Rac., *Balladyna Gardeniae* Rac.; *Halbania Cyathearum* Rac., *Cryptomyces Pongamiae* Berk. et Br.; *Schizothyrium Aceris* (Henn. et Lind.), *Lembosia javanica* (Pat.) Rac., *Morenoella Nephrodii* Rac., *M. Marattiae* Rac., *Parmularia discoidea* Rac., *Hysterostomella Alsophilae* Rac., *Nymanomyces Aceris laurini* Henn.; *Euryachora Pithecolobii* Rac.; *Anhellia tristis* Rac., *Beniowskia graminis* Rac.

90. **Tryon, H.** Schädigungen der Kulturpflanzen in Queensland. (Queensland Agric. Journ., vol. 1—5.) cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 49.

Bei den Kartoffeln hat in den letzten Jahren die Bakterienfäule sehr überhand genommen. Die Erdbeer-Fleckenkrankheit durch *Sphaerella Fragariae* Sacc. kommt häufig vor, ohne ernstlicheren Schaden zu tun; doch werden die Früchte nicht normal ausgebildet und ausgereift.

91. **Clinton, G. P.** Apple Rots in Illinois. (Bull. No. 69, Ill. Agr. Exp. Stat., 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 67.)

Bericht über Obstfäule, verursacht durch: *Monilia fructigena, Rhizopus nigricans, Phyllosticta* sp., *Sphaeropsis malorum* and *Gloeosporium fructigenum.* Das *Gloeosporium* ist am eingehendsten behandelt, die Schlauchform des Pilzes wird als *Gnomoniopsis fructigena* (Beck.) Clint. bezeichnet.

92. Neuere Arbeiten der landwirtschaftlichen Versuchsstation des Staates New-York zu Geneva. (cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 298.)

Digitized by Google

Ein zusammenfassender Bericht nach den Bulletins der Versuchsstation. Näheres siehe Zeitschr. f. Pflanzenkr.

Bei dem Löwenmaul *Antirrhinum majus* eine Anthracose durch *Colletotrichum Antirrhini* n. sp., Stengelfäule durch ein *Phoma*. Gegen den sehr schädlichen Zwiebelbrand, durch *Urocystis Cepulae* verursacht, ist die Anwendung von Schwefel, mit der Hälfte gelöschten Kalkes zusammen gleichzeitig mit der Saat in die Erdrillen gebracht, von gutem Erfolge. *Sphaeropsis malorum*. ein Pilz auf Krebswunden an Apfel, Birnen und Quittenfrüchten, Apfel-, Birn- und Weissdornstämmen, wird durch Sonnenschorf und -brand gefördert, daher ist gegen diese im Winter ein Weisswaschmittel anzuwenden (80 Teile gelöschter Kalk, 4 Talg, 5 Salz), auch für genügende Beschattung zu sorgen, gegen den Pilz direkt Spritzen mit Bordeauxbrühe. *Nectria ditissima* wird in New-York und Neuschottland gefunden. Die bisher in Amerika wenig bekannten Rhizoctonien sind an 80 Pflanzen beobachtet worden, darunter: *Phaseolus vulgaris, Beta vulgaris, Brassica oleracea, Daucus Carota, Apium graveolens, Gossypium herbaceum, Lactuca sativa, Solanum tuberosum, Raphanus sativus, Rheum rhaponticum, Asparagus Sprengeri, Callistephus hortensis, Dianthus caryophyllus, D. barbatus, Coreopsis lanceolata, Viola odorata.* Sie rufen an Zucker- und Mohrrüben Wurzel-, an Nelken Stengelfäule, an Salat und Spargel Blattfäule hervor, befallen Stengel und Knollen der Kartoffel, töten oft Sämlinge. *Puccinia Asparagi* wurde im Aecidium-, Uredo- und Teleutosporenstadium beobachtet. Widerstandsfähige Pflanzen wurden nicht ermittelt. Harzbordeauxbrühe war wirksam.

Im westlichen New-York wurden beobachtet: An Äpfeln: *Fusicladium dendriticum; Phyllosticta;* Fruchtfleckigkeit, die nicht von einem Schmarotzer herrührte; Zweigbrand durch *Bacillus amylovorus;* Bitterfäule durch *Gloeosporium fructigenum;* Krebspilze, *Sphaeropsis malorum, Macrophoma malorum* und *Cytospora;* Wurzelkröpfe, haarige Wurzeln, Ursache unbekannt; Hagelschäden; Meltau durch *Podosphaera Oxyacanthae*; Rost durch *Gymnosporangium;* Frostschäden und *Monilia fructigena.* Aprikose: Wurzelhalsfäule aus unbekannter Ursache; Stengelschäden durch *Cytospora;* Braunfleckigkeit — *Helminthosporium carpophilum; Monilia fructigena* und *Cladosporium carpophilum.* Brombeere: Schneebruch; Rost, *Puccinia peckiana*; Herbstrost, *Uredo Mülleri;* Blattfleckigkeit, *Septoria Rubi;* Meltau, wahrscheinlich *Oïdium Ruborum;* Anthraknose, *Gloeosporium venetum* und Kronengallen. Kirsche: *Monilia fructigena;* Schwarzknoten, *Plowrightia morbosa;* Blattbrand, *Cylindrosporium Padi;* Hexenbesen, *Exoascus Cerasi;* Hagelschäden; Blattdürre, *Cryptosporium cerasinum* Peck n. sp., vielleicht kein Schmarotzer; abnorme längs aufreissende Astverdickungen aus unbekannter Ursache; Meltau, *Podosphaera Oxyacanthae.* Wurzelkröpfe. Johannisbeere: Stengelbrand, *Nectria cinnabarina;* Blattfleckigkeit, *Septoria Ribis, Gloeosporium Ribis;* Meltau, *Sphaerotheca morsuvae.* Stachelbeere: Derselbe Meltau. Wein, Pfirsich: *Exoascus deformans; Monilia fructigena;* Verzwergung und Vergilbung der Früchte; Braunfleckigkeit, *Helminthosporium carpophilum;* Hagelschlag; *Cytospora; Cladosporium carpophilum;* Wurzelkröpfe. Birne: Feuerbrand, *Bacillus amylovorus;* Blattdürre; Stammbrand, *Sphaeropsis malorum* und *Macrophoma malorum;* Winter- und Trocknisschäden; *Fusicladium pirinum;* Blattbrand, *Entomosporium maculatum;* Blattfleckigkeit, *Septoria piricola.* Pflaume: *Monilia fructigena;* auf vertrockneten Früchten, wahrscheinlich saprophytisch *Coniothecium sociale* Peck, n. sp. Sonnenschorf; *Cytospora;* Hagel; Gummitropfen an den Früchten. Quitte: Blattbrand und Fruchtfleckigkeit,

Digitized by Google

Entomosporium maculatum; Krebs, *Sphaeropsis malorum;* Meltau, *Podosphaera Oxyacanthae;* Feuerbrand *Bacillus amylovorus.* Himbeere: Anthrakose, *Gloeosporium venetum;* Rost, *Puccinia peckiana*; Meltau, *Oïdium Ruborum*; Stengelbrand, *Coniothyrium* sp. Blattfleckigkeit, *Septoria Rubi.* Erdbeere: Blattbrand, *Sphaerella Fragariae.*

98. **Patouillard, N.** Champignons Algéro-Tunisiens nouveaux ou peu connus. (Bull. de la Soc. Mycol. de France, 1902, p. 47, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 900.)

Neue parasitische Pilze aus Nordafrika: *Gymnosporangium gracile* auf *Juniperus oxycedrus*; *Cintractia algeriensis* auf *Danthonia Forskalii; Phragmonaevia Lauri* auf *Laurus nobilis; Sphaerella Hertiae* auf *Hertia cheirifolia; Helostroma album* auf Eichenblättern.

94. In Portugal und auf den Azoren beobachtete Pflanzenkrankheiten. (Agricultura Contemporanea, 1901.) cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 849.

José Verissimo d'Almeida berichtet über beträchtliche Schädigungen an Weinreben durch *Botrytis cinerea*, über *Microstroma Juglandis* Sacc., auf den Blättern, *Marsonia Juglandis* Sacc. auf den Blättern und den grünen Fruchtschalen, *Diplodina Juglandis* Brun. auf den unreifen Früchten des Nussbaumes, über *Dematophora necatrix* an Obstbäumen und Weinreben und über *Plasmodiophora Brassicae* Woron.

Canavarro fand auf den Azoren an Zuckerrüben *Heterodera Schachtii, Rhizoctonia Betae* Kühn und *Cercospora beticola* Sacc.

95. **Malkoff, K.** Kurze Mitteilung über Pflanzenkrankheiten und Beschädigungen in Bulgarien in den Jahren 1896—1901. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 850.)

1. Getreide: *Ustilago Carbo, U. Avenae* und *U. Maydis* weit verbreitet; *Tilletia laevis; Puccinia Rubigo vera* und *Puccinia coronata* besonders stark 1897 und 1900. *Erysiphe graminis* ebenso schädlich 1897, 1900. 2. Futtergewächse und Hülsenfrüchte: *Erysiphe Martii; Peronospora Viciae*; *Uromyces Pisi, U. Trifolii, U. Phaseoli* auf *V. narbonensis.* 3. Rüben: *Cercospora beticola.* 4. Tabak, Rosen, Hopfen: *Orobanche ramosa* auf Tabak; *Sphaerotheca Castagnei, Phragmidium Rosarum.* 5. Obstbäume und Weinreben: *Fusicladium dendriticum* und *F. pirinum; Monilia fructigena; Exoascus deformans* und *E. Pruni; Polystigma rubrum* und *Peronospora viticola.*

96. **Voglino, P.** Le malattie crittogamiche di alcune piante coltivate comparse nella primavera 1902 nel circond. di Torino. (S.-A. aus Ann. Accad. d'Agricolt., Torino, 1902, vol. XLIV, 12 S.)

Gefördert von besonderen Witterungsverhältnissen litten im Frühjahr 1902 bei Turin die Getreidearten sehr stark unter den Rostpilzen und unter *Septoria graminum* Desm. Die Zwiebel- und Knoblauchpflanzen wurden von *Peronospora Schleideni* Ung., beziehungsw. von *Sclerotium cepivorum* in den Gärten nahezu vernichtet. Flachs- und Hanfpflanzen gingen durch den Parasitismus von *Melampsora Lini* (DC.) Tul. und *Septoria cannabis* (Lasch.) Sacc. ein; ebenso die *Trifolium-* und *Melilotus*-Anpflanzungen durch *Peronospora Trifoliorum* DBy., die Mandelbäume durch *Puccinia Pruni* Pers. Die Kohlpflanzen zeigten auffallende Missbildungen durch *Cystopus candidus* (Pers.) Lév., oder wurden von *Polydesmus exitiosus* Kühn (den Verf. zu *Alternaria Brassicae* [Berk.] Sacc. zieht) vernichtet. Solla.

Digitized by Google

97. **Peglion, V.** Intorno ad un caso speciale di deperimento primaverile del frumento ed ai mezzi di ovviarvi. (Rend. Lincei, XI, 492—494.)

Im unteren Po-Gebiete trat unter den Getreidesaaten im März eine Krankheit auf, welche das Eingehen ganzer Halmbüschel auf runden Erdflecken bedingte. Die nähere Untersuchung der kranken Pflanzen ergab eine weitgehende Zerstörung des Wurzelsystems. In den noch erhaltenen Wurzeln — die oberirdischen Organe wiesen nichts auf — wurde ein dickes, verzweigtes, hyalines Mycel wahrgenommen, das einzelne Auftreibungen stellenweise zeigte. Es war besonders im Rindengewebe und in der Nähe der Gefässbündel angesammelt und gab mit Jod die Glykogenreaktion. In den Anschwellungen war der Inhalt anfangs feinkörnig, ballte sich aber später zu zahlreichen Kügelchen, die sich mit Jod färbten. Vermehrungsorgane wurden nicht beobachtet, doch spricht Verf. die Anschwellungen für Sporangien an. Der Parasit konnte nicht näher bestimmt werden.

Nach einer Düngung mit Chilisalpeter trieben die Pflanzen neue Wurzeln und erholten sich wieder. Solla.

98. **Trotter, A.** Manipolo di miceti del Friuli. (Bollett. Società botan. italiana, p. 29—84, Firenze, 1901, cit. Z. f. Pflzkr., 1901, S. 855.)

Auf den Blütenständen der Grauerle *Exoascus Alni incanae* Kühn. — *Rhytisma salicinum* (Pers.) Fr., auf Blättern mehrerer Weidenarten. — *Taphrina aurea* (Pers.) Fr. auf Schwarzpappelblättern. — *Synchytrium Mercurialis* (Lib.) Fuck. auf *Mercurialis perennis* ist neu für Italien. — *Phyllosticta corylaria* Sacc. auf Haselnussblättern. *Trametes odorata* selten.

99. **Tassi, F.** Contribuzione alla flora micologica di Viareggio. (Bullett. Laborat. ed Orto botan. Siena, vol. III, p. 133—138, cit. Z. f. Pflzkr., 1902, S. 84.)

Von den gesammelten 79 Pilzarten seien genannt:

Auf Hesperiden: *Meliola Penzigi* Sacc., *Capnodium Citri* Berk., *Gloeosporium intermedium* Sacc., *Heterobotrys paradoxa* Sacc. etc. — Auf Reispflanzen: *Phoma necatrix* Thüm., *Sphaeropsis Oryzae* (Catt.) Sacc., *Ascochyta Oryzae* (Catt.), *Coniosporium Oryzae* (Catt.) Sacc. u. a. Auf Birnbäumen: *Tubercularia vulgaris* Tode. — Auf Schwarzerle: *Gnomoniella tubiformis* (Tode) Sacc., *Gnomonia setacea* (Pers.).

100. **Tassi, F.** Micologia della provincia senese, X. (Bullett. Laborat. edorta bot. Siena, vol. III, S. 104—114.)

Unter den 95 hier aufgezählten Pilzarten aus der Provinz Siena sind u. a. auffällig: *Perisporium vulgare* Cda., auf Weizenhalmen, *Phyllosticta Cannabis* Speg., auf Hanfblättern; *Coniothyrium microsporium* Fl. Tas., auf Lorbeerfrüchten; *Isaria epiphylla* Pers. var. *acuta* Fl. Tas., auf Blättern der Zwetsche. Solla.

101. **Tassi, F.** Novae micromycetum species descriptae et iconibus illustratae. (Bullett. Laborat. ed Orto botan. di Siena, vol. III, p. 117—132, mit 4 Taf., cit. Z. f. Pflzkr., 1902, S. 84.)

Als neue Arten findet man: *Phyllosticta Yulan* F. Tas., welche die Blätter der *Magnolia Yulan* verdarb. — *Bartalinia nervisequa* F. Tas., längs der Mittelrippe von *Magnolia grandiflora*. — *Phoma bulbicola* F. Tas. verdarb die Zwiebeln von *Freesia odorata;* Siena, bot. Garten. *Gloeosporium coffeicolum* F. Tas., in den Blättern der Kaffeepflanzen daselbst.

102. **Bresadola, J. e Cavara, F.** Funghi di Vallombrosa, II. (Nuovo Giorn. botan. ital., N. Ser. VIII, S. 168, cit. Z. f. Pflzkr., 1902, S. 84.)

Digitized by Google

Von pathologischem Interesse sind: *Stereum hirsutum* (Willd.) Fr., auf Kastanien und anderen Bäumen; *S. rugosum* Fr., auf entblössten Haselnusswurzeln; *Polyporus fomentarius* (L.) Fr., auf Buchen; *P. fragilis* Fr., auf Tannen, ebenso *P. fulvus* Fr. *Merulius Corium* (Prs.) Fr., auf der Wundfläche eines dicken Nussbaumzweiges; *M. lacrymans* (Wlf.) Fr., auf Werkholz. *Armillaria mellea* Vahl., sehr häufig am Fusse der Weisstannen. Das Mycelium von *Hygrophorus pudorinus* Fr. setzt sich mit den Wurzeln der Tannen in Verbindung und bewirkt deren Fäulnis. *Lenzites abietina* (Bull.) Fr. hatte verschiedenes Bauholz und Gebäudeteile zugrunde gerichtet. *Pholiota aurivella* Batsch. var. *filamentosa* Schff., in gedrängten Büscheln, auf einem dicken Weisstannenstamme, ungefähr 1,5 m vom Boden.

103. **Scalia, G.** I funghi della Sicilia orientale e principalmente della regione etnea, II. ser. (Atti Accad. Gioenia di sc. natur., vol. XIV, Catania, 1901, cit. Z. f. Pflzkr., 1902, S. 241.)

Auf Kulturpflanzen wurden beobachtet: *Phytophthora infestans* DBg., auf Paradiesapfel aus vielen Orten, auf Kartoffelpflanzen vom Etna; *Plasmopara nivea* Schröt., auf Blättern der Petersilie bei Catania; vereinzelte *Ustilago*-Arten auf mehreren Cerealien, besonders bei Catania; *Schizophyllum commune* Fr., auf Stämmen von *Sorbus domestica*, bei Catania und zu Palermo; *Fistulina hepatica* Fr., in Kastanienwäldern bei Pedara; *Polyporus frondosus* Fr., auf alten Eichenstämmen bei Giarre; *Pseudopeziza Medicaginis* Sacc., auf Blättern des Luzerner- und Schotenklees bei Catania; *Meliola Citri* Sacc., auf Limonien- und Orangenbäumen; *Antennaria elaeophila* Mont., an sehr vielen Orten in den Ölbergen, *Macrophoma reniformis* Cavar., auf Weinbeeren, an mehreren Orten; *Ascochyta bombycina* Penz. und *A. Citri* Penz., beide auf Limonienblättern, letztere besonders stark verbreitet; *Monilia fructigena* Pers., auf Pfirsichen bei Catania; *Trichothecium roseum* Lk., auf Zweigen des Holunders, des Ölbaumes, der Orangenbäume und auf Schwertlilienblättern, an manchen Orten; sehr verbreitet durch das Gebiet, *Coniosporium Arundinis* Sacc., auf Schilfrohr; *Fusarium heterosporum* Nees, auf Deckspelzen und Früchten des Roggens bei Nicolosi.

104. **Casali, C.** Terza contribuzione alla conoscenza della flora micologica avellinese. (Bullett. Soc. botan. ital., 1901, S. 335—342, cit. Z. f. Pflzkr., 1901, S. 42.)

Bei Avellino kommen u. a. vor: *Sphaerella salicicola* (Fr.) Fuck., auf Blättern der Mollweide; *Massaria inquinans* (Tode) Fr., auf Bergahornzweigen; *Thyridaria incrustans* Sacc., auf Nussbaumzweigen; *Roesleria pallida* (Pers.) Sacc., auf weissfaulen Wurzeln des Birnbaumes; *Septoria Petroselini* Desm., auf Petersilieblättern; *Polystigma rubra* (Desm.) Sacc., auf Zwetschenblättern; *Cercospora rosicola* Pass. auf Blättern der *Rosa centifolia*. Neu ist *Ascochyta Ferrarisiana*, auf Blättern von *Chenopodium album*.

104a. **Casali, C.** Rassegna dei principali casi fitopatologici studiati nel primo semestre 1901 nel Laboratorio di Avellino. (Avellino, 1902, 9 S.)

Von den Krankheiten, welche in der ersten Jahreshälfte 1901 die Provinz Avellino und andere Teile Süditaliens heimsuchten, werden in erster Linie genannt: am Weinstock, *Malnero*, *Peronospora*, Meltau (sehr stark), *Dematophora necatrix* R. Hart. und Antrachnose. Auch die „kalifornische Krankheit" machte sich mehrfach geltend, gegen welche die Weinstöcke widerstanden, welche mit einer 20 %igen Eisensulfatlösung bestrichen worden waren. Auch die Regengüsse, welche saure Dämpfe vom Vesuv mitrissen, verdarben das

Digitized by Google

Laub sehr stark. — An Haselnüssen *Phyllactinia suffulta* mit mehreren anderen Pilzen, nebst häufigem Insektenfrasse und Regengüssen, wie beim Weinlaub. Auf Wurzeln von Apfel-, Birn- und Kastanienbäumen waren Mycelien von *Armillaria mellea* Vahl. angesiedelt. Auf den Ölbäumen zeigten sich die durch *Bacillus Oleae* (Arcg.) Tr. erregten Anschwellungen. Solla.

105. **Oudemans, C. A. J. A.** Contributions to the knowledge of some undescribed or imperfectly known Fungi. (Koninkl. Akad. Wetensch. Amsterdam, 1900, 4 parts, 17, 15, 16, 15 S., 4 Taf., mehrere Fig.)

Auf Taxusblättern zeigte sich *Metasphaeria Taxi* n. sp.; auf *Rhododendron*-Zweigen fand sich *Didymosphaeria Rhododendri* n. sp., auf den Blättern von *Phlox decussata*. *Leptosphaeria Phlogis* n. sp.; *Leptosphaeria vagabunda* wurde auf Lindenzweigen näher untersucht; Verf. fand ein *Phoma (P. Tiliae* n. sp.), das wahrscheinlich zum Formenkreis dieser *Leptosphaeria* gehört. *Pleospora Negundinis* von jungen Ästen von *Negundo fraxinifolia* und *californica* gehört wahrscheinlich zu *Phoma Negundinis* Oud.

106. **Marchal, Emile.** Rapport sur les maladies cryptogamiques étudiées au laboratoire de Botanique de l'Institut agricole de Gembloux. (Année 1900, Bruxelles, 1901.) cit. Z. f. Pflkr., 1902, S. 288.

Phytophthora infestans blieb den Kartoffeln fast völlig fern, richtete aber unter den Tomaten arge Verwüstungen an. Die Früchte, die zu Nussgrösse herangewachsen sind, bedecken sich mit zahlreichen, unregelmässig verteilten braunen Flecken und faulen später. Die Blätter der Tomate widerstehen der Phytophthora durchaus. *Peronospora Trifoliorum* schädigte bei Neuf-Chateau die Kleefelder. Verf. empfiehlt frühzeitiges Mähen. *Peronospora parasitica* wurde — zum erstenmal für Belgien — auf Blumenkohl angetroffen. Cornu und Curé empfehlen den Boden mit Brettern zu belegen, die mit Kupfersulfatlösung durchtränkt sind. *Cronartium ribicolum* ist in den letzten Jahren wiederholt und reichlich in Belgien aufgetreten. Besonders wird *Ribes nigrum* von ihm befallen. *Exoascus Cerasi*: für den Fall, dass stärkere Infektion zu fürchten ist, rät Verf. zur Anwendung der Bordelaiser Brühe. Ferner wurden beobachtet *E. Betulae*. *E. Crataegi*. *Taphrina aurea*. *Thielavia basicola*. Den bisher nur von Zopf beobachteten Pilz fand Verf. an den Wurzeln von Leguminosen, die als Wasserkulturen in Sachsscher Nährlösung aufgewachsen waren. Die Hauptwurzel und die Basalteile der Nebenwurzeln wurden braun und gingen zugrunde. *Gloeosporium Ribis*, ein in Belgien weit verbreiteter Feind der Ribespflanzungen, bevorzugt diejenigen Exemplare, die schon von *Polyporus Ribis* infiziert sind, die an schattigen, schlecht ventilierten Lokalitäten stehen und nach reichlichen Erntejahren mit stickstoffhaltiger Nahrung schlecht versehen sind. *Dendrodochium Lycopersici* n. sp. tritt an den von *Phoma* bereits infizierten Tomatenfrüchten auf. Die Früchte bekommen graue Flecke und bedecken sich mit zahllosen Pusteln, die später aufspringen. Die Krankheit trat an den Topfexemplaren auf, die im September ins Gewächshaus gebracht worden waren. Die „Rübenschwarzfäule", bisher in Belgien noch nicht beobachtet, trat bei Tongres, Limburg u. a. O. sehr reichlich unter den Futterrüben auf. Vielleicht lässt sich durch reichliche Superphosphatdüngung der Säuregehalt des Zellsaftes, der die Pflanzen gegen Bakterienkrankheiten schützt, vermehren.

107. Phytopathologische Beobachtungen aus Belgien und Holland. (cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, p. 848.) Mitteilungen aus: Bulletin de la Station Agronomique de l'Etat à Gembloux, Bruxelles (B). Phytopathologisch.

Digitized by Google

Laboratorium Willie Commelin Scholten Verslag 1900, Landbouwkundig Tijdschrift, IX (P). Tijdschrift over Plantenziekten, VI, 1900 (T).

Laurent (T 28) stellte durch vergleichende Versuche fest, dass durch Düngen mit Kalisalzen und Kalk die Widerstandskraft des Klees gegen die Kleeseide, *Cuscuta Epithymum*, verringert, durch Phosphorsäure erhöht wird. Gleich der Kleeseide tritt die Mistel hauptsächlich auf Kalkboden auf. Gegen *Rhinanthus* ist nach Versuchen von Staes und de Caluwe (T 61) Düngung der Wiesen mit Thomasschlacke, Chlorkalium und Chilisalpeter oder Superphosphat, Chlorkalium und Chilisalpeter zu empfehlen. Stellenweise richtet *Orobanche minor* (P. 89) grossen Schaden an. Zur Bekämpfung von *Helminthosporium gramineum* Rabenh., das nach Ritzema Bos (P 88) durch das Saatgut weiter verbreitet wird, hilft Beizen der Gerste. An Hafer stellenweise *Macrosporium Avenae* Oud. und *Heterosporium cerealium* Oud. sehr schädlich, an Roggen *Marsonia secalis* Oud. *Pseudopeziza Trifolii* Fuck. an Klee, Luzerne, *Medicago lupulina* und *Lotus corniculatus Bacillus campestris* (P 70) richtete an den verschiedenen Kohlarten sehr grossen Schaden an, greift auch Rübsen, Raps, schwarzen Senf, Radieschen und Hederich an. Die Infektion findet bereits auf den Saatbeeten vom Stengel aus statt. *Plasmodiophora Brassicae* ist von Pfeiffer und Staes (T 189) erfolgreich mit einem Gemenge von Petroleum und Jauche (1 l Petroleum auf 500 l Jauche, 60 Tonnen davon auf 1 Hektar) bekämpft worden. An Rüben (B. 1896, 18) vielfach Herzfäule und *Gummosis* unter Dunkelfärbung der Gefässe. An Schwarzwurzeln *Cystopus Tragopogonis* Schröt. (T 92). Nach Staes mindestens so schädlich, wie *Phytophthora infestans* an Kartoffeln. Mit *Peronospora effusa* infizierter Spinat eignet sich nach Ritzema Bos wegen der Bakterienanhäufung in den Blättern nicht zur Herstellung von Konserven (P 73). An Zwiebeln *Sclerotium cepivorum (Botrytis cinerea* var. *sclerotiophila)* sehr schädlich *Podosphaera Oxyacanthae* auf Apfelbäumen (P 78). *Peridermium Strobi* Kleb. macht an vielen Orten die Kultur der Weymouthskiefer unmöglich (P 77). *Dasyscypha calycina* Fuck. (*Peziza Willkommii* Hart.) bringt bei Kiefer dieselben Erscheinungen hervor, wie bei Lärche (P 79). *Leptosphaeria vagabunda* Sacc. an Lindenzweigen, dringt nach den Untersuchungen von Oudemans (T 124) durch die Lenticellen ein, bräunt die von ihrem Mycel durchwucherten Gewebe, löst die Zellwände und tötet das Zellplasma, indem sie ein giftiges Enzym abscheidet. Neben der *Pleospora* findet sich *Phoma Tiliae*, wahrscheinlich die zugehörige Pyknidenform. *Phoma* und *Pleospora Negundinis* (T 144) auf *Negundo fraxinifolia* und *N. californica* richten die infizierten Bäume zugrunde. C. J. J. van Hall (T 176, P 72) berichtet über eine Bakterienkrankheit an *Cheiranthus annuus*, die an der Wurzelspitze anfängt, die Gefässe des Stengels und der Zweige befällt und mit dem Tode der Pflanzen endet. An Syringen ebenfalls eine bösartige Bakterienkrankheit (P 72). *Phragmidium subcorticium* Wint. in Rosensaatbeeten (P 74). *Aecidium Convallariae* Schum. an Maiblumen (P 74). *Botrytis Paeoniae* Oud. (P 82) verursacht das „Umfallen" der Maiblumenpflanzen. Ritzema Bos fand zum erstenmal auf durch und durch nassen Blättern längs der Nerven Sklerotien des Pilzes. *Botrytis parasitica* Cav. an Tulpen und wahrscheinlich auch an Narzissen. An Tulpen und Hyacinthen *Botrytis galanthina* Sacc. (P 81). Auf *Lilium Martagon Stigmella Martagonis* Oud. (P 84); derselbe Pilz zusammen mit *Clasterosporium Iridis* auf *Iris anglica*; *Septoria Narcissi* Pass. und *Heterosporium gracile* auf Narzissen (P 87). Zur Bekämpfung des Vermehrungspilzes *Acrostalagmus albus* Preuss empfiehlt Plemper van

Digitized by Google

Balen (T 80) eine Lösung von blauem Pyoktanin, ein klein wenig Pulver auf einen Eimer Wasser. Die Schädlichkeit der Weissdornhecken erwähnt Ritzema Bos (T 40, 90), De Caluwe berichtet über den schädlichen Einfluss von Perchloraten als Verunreinigung beim Chilisalpeter (T 88). Eine *Clivia*-Krankheit, grosse gelbe Flecke auf den Blättern (P 118) und Blattfleckigkeit bei *Kentia* (P 115) schreibt Ritzema Bos übermässiger Feuchtigkeit zu. Die „Kringerigkeit" der Kartoffeln, breite braune Streifen im Gefässbündelring und Umgebung, scheint mit Bodenarten in Zusammenhang zu stehen. Bei „bederf", braunen Flecken und Streifen auf der Knolle, fand Beijerinck eine Varietät von *Bacillus anglomerans*. Wurzelanschwellungen an Apfelbäumen (P 124). Bei Kaktusdahlien (P 123) im Juli Stocken in der Knospenentwickelung, Zweigflecke, Stengelauswüchse. Ursache unbekannt.

108. **Marchal, Em.** In Belgien im Jahre 1901 beobachtete pilzparasitäre Krankheiten. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 47.)

Die Zahl der Einsendungen kranker Pflanzen an das landwirtschaftliche Institut in Gembloux betrug 85. Infolge des trocknen Sommers waren die Pilzkrankheiten im allgemeinen gering, mit Ausnahme der durch Trockenheit begünstigten Rübentrockenfäule und des Meltaus. 1. Getreide: Die Brandkrankheiten trotz des Beizens in gewöhnlicher Stärke, Rostkrankheiten gering. *Erysiphe graminis* besonders stark auf Gerste, *Helminthosporium gramineum* sehr häufig auf Gerste, *Septoria graminum* und *S. Tritici* auf Weizen und Gerste; *Phoma Hennebergii* und *Cladosporium herbarum* mehrfach auf Weizen. 2. Rüben: Herz- und Trockenfäule sehr stark; in steinigem Boden überall Schorf, ohne dass dabei irgend welche Parasiten zu finden waren. Die Rübenblattpilze wenig schädlich. 3. Kartoffeln: Krautfäule gering, Trockenfäule mehr verbreitet. Die Stengelbakteriose (Maladie bactérienne von Delacroix) zum erstenmal in Belgien, in sandigem Boden Schorf sehr häufig und schädlich. 4. Futtergräser und Hülsenfrüchte: auf Klee *Sclerotinia Trifoliorum* nicht selten, *Polythrincium Trifolii*, *Pseudopeziza Trifolii*, *Peronospora Viciae* und *Erysiphe Martii* sehr häufig und besonders schädlich auf Inkarnatklee und Weissklee im Herbst. Auf Luzerne: *Pseudopeziza Medicaginis* und *Peronospora Viciae*. Hexenringe, durch *Marasmius* (*Agaricus*) *oreades* häufig an Viehweiden. 5. Gemüsepflanzen: *Sclerotinia Libertiana* häufig auf etiolierter Cichorie, *Puccinia Allii* stark auf Schnittlauch, *P. Apii* auf Sellerie. Auf Schwarzwurzel *Cystopus cubicus*, auf Portulak *Cystopus Portulacae*, auf Salat *Bremia Lactucae*, auf Spinat *Peronospora effusa*, auf Tomaten *Phytophthora infestans*, *Phoma Lycopersici* March. und *Dendrodochium Lycopersici* March. 6. Flachs: der durch *Asterocystis radicis* verursachte Flachsbrand gering. 7. Obstbäume: *Monilia* reichlich, Hexenbesen durch *Exoascus*-Arten zuweilen auf Kirsch- und Pflaumenbäumen. Auf Stachelbeeren: *Microsphaera Grossulariae*, *Gloeosporium Ribis* und *Polyporus Ribis*. 8. Waldbäume: Fichtennadelrost durch *Chrysomyxa Abietis* auf Fichte, Rindenblasenrost durch *Cronartium asclepiadeum* auf der Kiefer, durch *C. ribicolum* auf der Weymouthkiefer, Hexenbesen der Weisstanne durch *Melampsorella Arenariae*. Auf Fichte: *Diplodina parasitica* und *Lophodermium macrosporum*; auf Kiefer: *Lophodermium Pinastri*; auf *Cytisus Laburnum*: *Cucurbitaria Laburni*. *Nectria cucurbitula* auf Fichte und Kiefer, *Tuberculina persicina* auf den Aecidienlagern des Kiefernblasenrostes.

109. **Rostrup, O.** Aarsberetning fra Dansk Frökontrol for 1899—1900. (Jahresbericht der Dänischen Samenprobenanstalt für das Jahr 1899—1900.) (Köbenhavn, 1900, 45 S., 8°, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 351.)

Digitized by Google

In den eingesandten Samenproben wurden die folgenden Pilze beobachtet:

Von Sklerotien trat dasjenige der *Claviceps purpurea* bei weitem am häufigsten auf, und zwar in den Samenproben folgender Pflanzen: *Trifolium pratense, T. hybridum, Lolium perenne, L. italicum, Phleum pratense, Alopecurus pratensis, Agrostis alba, Avena elatior, Holcus lanatus, Bromus arvensis, Festuca pratensis, Poa trivialis, P. pratensis* und *Dactylis glomerata*. In einigen Samenproben von *Trifolium pratense* und *repens* sowie von *Anthyllis Vulneraria* wurden einzelne andere Sklerotien, die wahrscheinlich in den meisten Fällen der *Typhula Trifolii* angehörten, gefunden. — Von Brandpilzen wurden angetroffen: *Ustilago perennans* in 22 Samenproben von *Avena elatior* mit 25—100, im Durchschnitt 40 Brandkörnern per kg, *Ustilago bromivora* in den sämtlichen 28 Proben von *Bromus arvensis* mit 50—88,500, im Durchschnitt 4,680 Körnern per kg.; *Tilletia Holci* in einer Probe von *Holcus lanatus* sowie an zufällig in einigen Proben von *Dactylis glomerata, Lolium perenne* und *italicum* eingemengten Körnern dieser Grasart.

110. **Rostrup, E.** Oversigt over Landbrugsplanternes Sygdomme i 1900. (Sep.-Tidsskrift for Landbrugets Planteavl, VIII, Kjöbenhavn, 1901, p. 109.) cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 298.

Es liefen 194 Anfragen ein. Schädigungen durch Hagel, Regen, Sturm, Dürre, Nachtfröste usw. wurden vielfach gemeldet, Pilzschäden und Unkräuter wurden seltener als gewöhnlich bemerkt. 1. Getreide: Brandpilze auf Hafer ziemlich heftig und sehr verbreitet, vielleicht eine Folge späten Aussäens, auf Gerste gering. Auf Weizen in einem Falle Stinkbrand. Rostpilze hauptsächlich auf Hafer, ebenfalls wo spät ausgesät war. 2. Futtergräser und Hülsenfrüchte: Gras und Klee hatten stark durch die Dürre gelitten; von Pilzen sind nur *Sclerotinia Trifoliorum, Peronospora Trifolii* und *Epichloë typhina* zu nennen. 3. Wurzelgewächse: die durch *Bacillus Betae* verursachte Bakteriose auf Runkelrüben wurde zum ersten Male in Dänemark beobachtet, desgl. *Phyllosticta Betae* auf Futterrüben. *Ramularia Betae* stark schädigend. Auf wilden Rüben *(Beta maritima) Peronospora Schachtii* und *Uromyces Betae*. Bei Turnips und Kohlrüben *Plasmodiophora Brassicae* sehr stark; stellenweise auch die von *Bacillus campester* verursachte Kohlbakteriose. Kartoffeln wenig von Pilzen geschädigt, Kartoffelkrankheit recht gering, in einem Falle *Hypochnus Solani*.

111. **Rostrup, E.** Fungi from the Faeröes. (Botany of the Faeröes, Parti, Copenhagen, 1901, S. 804—816, 1 Karte.)

Von den genannten 168 Arten kommen auf Nutzpflanzen die folgenden vor: *Ustilago Hordei* auf Gerste, *U. Avenae* auf Hafer, *Melampsora vacciniorum* auf *Vaccinium Myrtillus, Erysiphe graminis* auf Gerste, *Nectria cinnabarina* auf *Sorbus, Alnus* und *Acer, N. Ribis* und *Plowrightia ribesia* auf der Johannisbeere, *Diplodina graminea* und *Septoria Tritici* auf Gerste, *Botrytis vulgaris* auf der Kartoffel.

112. **Jaczewski, A. von.** Beiträge zur mykologischen Flora Russlands I. Bull. du Jardin Imp. Bot. de St. Pétersbourg, Livre I, 1901, p. 14, m. 2. Textfig., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd, IX, p. 460.)

Beschreibung von zwei neuen Arten der *Fungi imperfecti: Ovularia Oxytropidis* sp. n. und *Phoma Botrychii* sp. n. auf *Oxytropis pilosa* und *Botrychium Matricariae*.

Digitized by Google

118. **Townsend, C. O.** Some Diseases of the Sugar Beet. (Progress of the Beet Sugar Ind. U. S. Rep. 72 U. S. Dep. of Agric., p. 90.)

Das Umfallen der Sämlinge wird durch einen Pilz verursacht oder durch ungünstige Boden- und Witterungsverhältnisse. Wechsel der Fruchtfolge und Behandlung des Samens und des Bodens mit Pilzmitteln oder Umbrechen des Bodens wird dagegen empfohlen. Spitzenbrand ist im mittleren Westen schädlicher als alle übrigen Rübenkrankheiten zusammen, die Ursache ist noch nicht bestimmt erkannt. Nach N. B. Pierce und dem Verf. ist es eine physiologische Krankheit, keine parasitäre. Die durch *Cercospora beticola* hervorgerufene Blattfleckenkrankheit war weniger schädlich, Blattbräune soll eine Folge übermässiger Transpiration sein; es wird Bewässerung empfohlen.

Gegen den durch *Oospora scabies* verursachten Rübenschorf der Wurzeln wird Wechsel der Fruchtfolge für ratsam erachtet; gegen die Braunfäule durch *Rhizoctonia Betae* Kalkgaben. Die Ursache der Wurzelgallen ist noch nicht festgestellt.

114. **Heayi, Dezsö.** A czukorrépa betegségei hazánkban az 1901 éoben. (Die Krankheiten der Zuckerrübe in Ungarn im Jahre 1901.) (Mitt. d. Versuchsstationen, Bd. IV, Heft 5, p. 1, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 845.)

Wurzelbrand, die gefährlichste und verbreitetste Krankheit, wird durch *Pythium de Baryanum* Hesse, durch Bakterien und am häufigsten durch *Phoma Betae* Fr. verursacht. Die Infektion erfolgt durch den Boden und das Saatgut. Schutzmittel: Kalkdüngung und Verwendung gesunden Saatgutes.

Trockenfäule durch *Phoma Betae* wenig schädlich, wird ebenfalls durch den Boden und das Saatgut verbreitet.

Die durch *Cercospora beticola* Sacc. verursachte Fleckenkrankheit und die Blattbräune durch *Sporodesmium patrefaciens* Fuckl. treten sehr schädlich im ganzen Lande auf. Infektion durch Boden und Samen.

Zum Schluss betont Verf. nochmals, dass der Rübensamen der Träger der meisten Rübenkrankheiten sei und bespricht die zur Desinfektion geeigneten Beiz- und Schälverfahren.

115. **Bubák, Fr.** Über die Pilze der Rübenknäule. (Zeitschr. f. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1901.)

Dem Perigon der Rübenknäule haften stets Pilzsporen in grosser Zahl an. Von den saprophytischen Arten nennt Verf. *Aspergillus, Sterigmatocystis, Verticillium, Mucor, Rhizopus, Chaetomium, Eurotium repens, Thamnidium elegans, Stachybotrys atra, Alternaria tenuis, Hormodendron cladosporioides, Trichothecium roseum, Sordaria fimicola, Stysanus Stemonitis. Penicillium glaucum* und *Mucor racemosus* fehlten niemals. Von parasitischen Pilzen fand Verf. am Perigon angeflogen Sporen von *Sporidesmium putrefaciens, Cercospora beticola* und *Phoma Betae;* im Perigon (Mycel nachgewiesen) *Phoma Betae, Sporidesmium putrefaciens* und *Entyloma betiphilum* Bubák n. sp.

116. **Brick, C.** Bericht über die Tätigkeit der Abteilung für Pflanzenschutz im Jahre 1899. Ergänzungen zu meiner Abhandlung über das amerikanische Obst und seine Parasiten. (Jahrb. d. Hamburg. Wissensch. Anst., XVII u. 3. Beiheft, Hamburg, 1900, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 648, Bd. VIII.)

Auf Äpfeln aus Ostamerika Spermogonien und Aecidien eines Rostpilzes, der zu *Roestelia pirata* (Schw.) Thaxt., der Aecidienform von *Gymnosporangium macropus* Lk. (auf *Juniperus virginiana*) gehört. In der Blütengrube grosse runde oder längliche, erst grünliche, dann gelbrote Flecke, auf denen die Spermogonien als dunkelrotbraune oder lebhaft gefärbte Punkte erscheinen.

Digitized by Google

Aecidien nicht immer vorhanden, zuweilen bis 30 Stück in einem Fleck, mit bis $1^1/_2$ mm langer, röhriger Peridie, die bei der Reife sternförmig aufreisst. Das von dem Mycel meist bis zum Kerngehäuse infizierte Fruchtfleisch hellgrün gefärbt und von fadem Geschmack. Häufig auch *Capnodium salicinum* Mont. Auf Birnen *Fusicladium pirinum*, *Leptothyrium Pomi* und *Capnodium salicinum*; auf Pfirsischen *Cladosporium carpophilum* Thüm.

117. **Ruhland, W.** Einige Pilzfunde aus der Umgegend von Berlin. (Verh. d. Bot. Ver. d. Prov. Brandenburg, 1901, p. 105, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 900.)

Pleospora Henningsiana Ruhl., Jahn et Paul n. sp. an abgestorbenen Zweigen von *Corylus Avellana*, *Ascochyta Moellendorfii* Ruhl. n. sp. an Stengeln und Blättern von *Corispermum hyssopifolium*, *Massospora cicadina* Peck, bisher nur aus Amerika bekannt, an einer kleinen Cicade.

118. **Jacky, E.** Beitrag zur Pilzflora Proskaus. (Schlesische Ges. für vaterländ. Kultur, 1901.)

Eine Zusammenstellung der bisher in der Umgegend von Proskau gefundenen Pilze, die in besonderem Masse die parasitären Pilze berücksichtigt.

119. **Malkoff, K.** Notiz über einige in Göttingen beobachtete Pflanzenkrankheiten. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 282.)

Bei *Trifolium pratense, purpureum* und *medium* wurde der durch *Gloeosporium caulivorum* Kirchner verursachte Stengelbrenner beobachtet. *Trifolium pratense* und einige wilde Kleearten wurden von *Macrosporium sarcinaeforme* Cav. befallen, das auf den Blättern dunkelbraune Flecke erzeugte, die allmählich das ganze Blatt zum Vertrocknen brachten. *Rhynchosporium graminicola* Heinsen verursachte eine Blattfleckenkrankheit des Roggens.

120. **Jaap, O.** Pilze bei Heiligenhafen. (S.-A. „Schrift. des Naturwissenschaftl. Ver. f. Schleswig-Holstein", 12. Bd., 1. Heft.)

Von neuen Nährpflanzen parasitärer Pilze werden angeführt: *Senecio aquaticus* für *Bremia Lactucae* Regel., *Valeriana dioica* L. für *Peronospora Valerianellae* Fuck. *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. für *Exoascus Alni incanae* (Kühn) Sadeb., *Triticum junceum* × *repens* für *Ustilago hypodytes* (Schlechtend.) Fr., *Triticum junceum* L. für *Puccinia glumarum* (Schum.) Erikss. et Henn., *Eryngium maritimum* L. für *Phleospora Eryngii*.

b) Myxomycetes.

121. **Feinberg.** Über den Erreger der krankhaften Auswüchse des Kohls (*Plasmodiophora Brassicae* Woronin). (Deutsche med. Wochenschr., 1902, No. 8, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 76.)

Die Untersuchungen des Verf. beschäftigten sich mit der Frage, ob zwischen den Erregern der Kohlhernie und den gesuchten Parasiten in menschlichen Geschwülsten irgend welche Beziehungen bestehen. Er untersuchte die Kohlhernien verschiedener Kohlarten, bei denen er stets massenhafte Organismen fand, während er bei menschlichen Geschwülsten keine Parasiten auffinden konnte.

*122. **Blunns, M.** A cancerous disease of the grape-vine (due to *Dendrophagus globosus* Toumey). (Agric. gaz. of N. S. Wales, vol. XII, 1902, p. 1097, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. VIII, p. 656.)

128. **Quaintance, A. L.** Some Diseases and Insects of the Year. Crown Gall of Peaches and other Plants. (Proc. 24. ann. meet. Georgia St. Nort. Soc. Dublin, 1900, p. 32, 48, cf. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 54.)

Digitized by Google

Pfirsiche litten unter *Exoascus deformans*, Pflaumen und Pfirsiche unter *Monilia fructigena*, Muskatmelonen durch *Alternaria*. Als Gegenmittel dient in allen Fällen Bordeauxbrühe. Gegen den Floridabrand (Rolfs *Cleratium*), unter dem dieselben Pflanzen litten, hilft nur Fruchtwechsel.

Eine Zwiebelfäule am Zwiebelboden wurde durch ein *Fusarium* verursacht, eine zweite, gefährlichere zeigte sich am Zwiebelhals. Bei Pfirsichen, Mandeln, Pflaumen, Äpfeln, Himbeeren usw. wurden am unteren Stamm und an den Wurzeln Kronengallen gefunden, durch *Dendrophagus globosus* verursacht. Sie sind ansteckend und werden durch den Boden weiter verbreitet. Die Gallen müssen ausgeschnitten, die Wunden mit Kupferkalkpaste behandelt werden.

124. **Weiss, J. E.** Die wichtigsten Krankheiten und Schädlinge der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen in Bayern im Jahre 1901. (Praktische Bl. f. Pflanzenschutz, Jahrg. V, Heft 4.)

Die Kropfkrankheit oder Hernie der Kohlgewächse durch *Plasmodiophora Brassicae* hat sich derart verbreitet, dass nicht nur die Gemüsegärten fast überall gefährdet sind, sondern an manchen Stellen auch die freien Felder, auf denen neben Kohl- und Rübenbau auch Getreidebau getrieben wird. Der falsche Meltau der Reben, *Plasmopara viticola*, hat etwas nachgelassen gegen das Vorjahr; er muss zeitig im Frühjahr durch wiederholte Bespritzungen mit Kupfersodabrühe bekämpft werden. Die Kartoffelkrankheit, *Phytophthora infestans* ist an manchen Orten stark aufgetreten; es ist auf Auswahl widerstandsfähiger Sorten Bedacht zu nehmen.

c) Schizomycetes.

125. **Smith, E. F.** Entgegnung auf Alfred Fischers „Antwort" in betreff der Existenz von durch Bakterien verursachten Pflanzenkrankheiten. (Abdruck aus Centralbl. f. Bakteriol., 2. Abt., 7. Bd., 1901, No. 8, 4, 5/6.)

Alfred Fischer erklärte, dass noch kein zwingender Beweis für die Existenz wirklich pathogener Bakterien als Erreger von Pflanzenkrankheiten erbracht sei. (Centralbl. f. Bakteriol., 2. Abt., 5. Bd., 1899, No. 8.) Indem Verfasser auf die eigenen Publikationen zurückkommt, bespricht er seine Untersuchungsmethoden und Infektionsversuche, welche die Ansicht Fischers als irrig nachweisen. Der sehr ausführlichen Arbeit sind eine Anzahl guter Mikrophotographien beigefügt, welche die Bakterien in den erkrankten Geweben der von ihnen infizierten Pflanzen zeigen. Es handelt sich um *Pseudomonas campestris*, die bei der Braun- oder Schwarz-Trockenfäule des Kohls auftritt, um *Bacillus tracheiphilus* in Cucurbitaceen und *Bacillus Solanacearum* in Kartoffeln und Tomaten. Nach den Ausführungen des Verfassers müssen in der Tat pathogene Bakterien als die Ursache der besprochenen Krankheiten anzusehen sein.

126. **Marchal, E.** Influence des sels minéraux nutritifs sur la production des nodosités chez le Pois. (Comptes rend., T. CXXXIII, p. 1082.)

Bei Wasserkulturen mit Erbsenkeimlingen suchte Verf. festzustellen, ob Nitrate oder andere Salze und in welcher Konzentration, die Bildung der Leguminosenknöllchen beeinflussen. Die Nitrate und alle untersuchten NH_3-Salze verhinderten die Knöllchenbildung, erstere schon bei Konzentrationen von $^1/_{10000}$, letztere bei $^1/_{2000}$; Ca-, Mg -Salze und Phosphorsäure beförderten sie da

Digitized by Google

gegen. Verf. schreibt die hemmende Wirkung den N-Salzen zu, die das *Rhizobium* ungünstig beeinflussten.

127. **Laurent, E.** Observations sur le développement des nodosités radicales chez les Légumineuses. (Comptes rend., T. CXXXIII, p. 1241. cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 72.)

Versuche, um die Einwirkung verschiedener Salze auf die Bildung der Leguminosenknöllchen festzustellen. Eine Erbse wurde fünf Jahre lang in fünf verschiedenen Parzellen kultiviert, von denen jedes Jahr No. 1 mit N-Salzen, No. 2 mit K-Salzen, No. 3 mit Ca-Superphosphat, No. 4 mit $CaCo_3$ und No. 5 mit NaCl gedüngt wurden. In No. 1 ($NaNO_3$ oder $NH_{42}SO_4$) und No. 5 (NaCl) wurden schon im zweiten Jahre keine Knöllchen mehr gebildet, während sie bei No. 2 (K) und 3 (Superphosphat) immer reichlicher und bei No. 4 (CaCo) sehr dick erschienen. In gewöhnliche Erde gebracht, erzeugten alle Pflanzen wieder normale Knöllchen. Der Grund für dies verschiedene Verhalten liegt vermutlich an den Leguminosenwurzeln, deren verschiedene Arten denselben Salzen gegenüber verschieden reagieren. Die Bakterienkeime bleiben dagegen bei jeder Art Düngung im Boden erhalten.

128. **Paratore, E.** Ricerche su la struttura e le alterazioni del nucleo nei tubercoli radicali delle Leguminose. (Malpighia, vol. XV, 1902, p. 178.)

Verf. fand bei wiederholter Untersuchung seine früheren Beobachtungen über die Deformation der Zellkerne, die unter der Einwirkung des *Bacillus radicicola* standen, bestätigt. Der Nucleolus sei als modifiziertes Chromosom zu betrachten.

129. **Paratore, E.** Sul polimorfismo del Bacillus radicicola Beij. (Malpighia, vol. XV, 1902, p. 175.)

Eine Beschreibung der Involutionsformen des *Bac. radicicola*, die in den Leguminosenknöllchen gefunden werden. Bei der Bildung der mannigfaltigen verzweigten Form geht der Plasmagehalt stark zurück. Verf. sah das Plasma sich zu kleinen Kügelchen durch Plasmafäden verbunden, gestalten (degenerazione streptococcia).

180. **Hecke, L.** Über Bakterienkrankheiten bei Pflanzen. (Österr. bot. Zeitschr., 1902, p. 82, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 812, Bd. VIII.)

An dem bakteriellen Charakter einer grösseren Anzahl von Pflanzenkrankheiten, kann, trotz manchen Einspruchs, nicht gezweifelt werden. Dahin gehören: der „black rot" der Cruciferen, von E. Smith in Amerika gefunden, und die Bacteriosis der Kohlrabi, verursacht durch *Pseudomonas campestris*, vom Verf. in Zeitschr. f. d. landw. Versuchswes. in Österr., 1901, Heft 2 und 1902, Heft 1, beschrieben.

181. **Heinricher, E.** Notiz zur Frage nach der Bakterienfäule der Kartoffeln. (Ber. d. D. Bot. Ges., Bd. XX, p. 156.)

Im Anschluss an die Beobachtungen von Appel über die Bakterienfäule der Kartoffeln wird über eine augenscheinlich ebenfalls von Bakterien hervorgerufene Fäule des Rhizoms von *Iris pallida* berichtet. Das Rhizom wird dabei jauchig zersetzt, und Stückchen dieser zersetzten Masse in Einschnitte gesunder Rhizome gebracht, bewirkten eine schnell fortschreitende Fäulnis. Kartoffeln konnten gleichfalls erfolgreich infiziert werden.

182. **Spieckermann, A.** Beitrag zur Kenntnis der bakteriellen Wundfäulnis der Kulturpflanzen. (Landwirtsch. Jahrb., Bd. XXXI, 1902, p. 155, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 716, Bd. VIII.)

Bei im Frühjahr gepflanzten Exemplaren von *Brassica acephala* D.C. (Weiss-

Digitized by Google

kohl) (? Ref.) zeigte sich eine Krankheit, bei der die jüngeren Teile des Stengels und die Mittelrippe der Blätter in einen weichen, widerlich faulig riechenden Brei zerfielen. Zwischen den zerfallenen Zellen, nicht innerhalb derselben fanden sich ungeheure Mengen lebhaft bewegter Stäbchenbakterien. Mycel wurde nicht gefunden; das faulige Gewebe war scharf von dem gesunden getrennt. Mit Reinkulturen der Bakterien liessen sich an Kohlpflanzen dieselben Krankheitserscheinungen hervorrufen. Es wurden ferner mit Erfolg infiziert: *Cucumis sativus* L., *Cucurbita Pepo*, *Hyacinthus orientalis* L., *Cyclamen europaeum* L., Möhren, Sellerie, Speisezwiebeln, Tomaten, Kohlrüben. Kartoffeln wurden z. T. mit, z. T. ohne Erfolg infiziert. Aus den Infektionsversuchen ist zu folgern: Die Bakterie kann parasitisch nur in verwundeten Geweben vorkommen, welche bei hohem Wasser- und Plasmagehalt nur einen schwach entwickelten Holzkörper und leicht von dem Enzym der Bakterie zu lösende Mittellamellen besitzen und deren Zellsaft keine zu stark saure Reaktion zeigt. Hohe atmosphärische Feuchtigkeit bei gleichzeitiger hoher Temperatur befördern die Infektion. Das Enzym, durch das die Mittellamelle gelöst wird, bleibt auch in ziemlich starker Verdünnung noch wirksam. Aus dem Wachstum und Verhalten der Bakterie auf verschiedenen Nährböden schliesst Verf., dass sie von allen bisher als Wundparasiten beschriebenen verschieden ist.

133. **Smith, E. F.** The Cultural Characters of Pseudomonas Hyacinthi, Ps. campestris, Ps. Phaseoli, and Ps. Stewarti—four one-flagellate yellow Bacteria parasitic on Plants (Über die Züchtungskennzeichen von Pseudomonas usw., vier eingeisseligen, gelben, auf Pflanzen schmarotzenden Spaltpilzen.) (U. S. Dep. Agric., Div. veget. Physiol. Pathol., Bull. No. 28, Washington, 1901, 153 S., 1 Fig.)

Smith kultivierte in den verschiedensten Medien *Pseudomonas Hyacinthi* Wakker (1888) von Hyacinthen, *P. campestris* Pammel (1895) von Kohl, *P. Phaseoli* Smith (1897) von Bohnen, *P. Stewarti* Stewart (1897) von Mais (sweet corn). Gelegentlich wurden auch *Bacillus amylovorus*, *B. coli* und *B. carotovorus* herangezogen.

Sie sind insgesamt gelbe, stäbchenförmige Pflänzchen von mittlerer Grösse, gerade oder schwach gekrümmt, weniger als 1 μ dick und haben abgerundete Enden. Die Segmente teilen sich, nachdem sie sich verlängert, und sind verschieden lang. In ihren Wirten und in gewöhnlichen Kulturen sind sie höchstens dreimal so lang als breit, oft kürzer. Sie kommen einzeln oder paarweise oder zu vieren vor, oder auch in klumpigen Massen als Zoogloeen. Seltener finden sich Ketten oder unseptierte Fäden. Endosporen wurden nicht beobachtet. Die Pilze besitzen eine endständige Geissel, die mehrere Male so lang als das Stäbchen ist. Sie wachsen alle leicht in den gewöhnlichen Züchtungsmitteln, bedürfen unbedingt Sauerstoff, erzeugen keine Gase, sind sehr empfindlich gegen Sonnenlicht und sehr widerstandsfähig gegen trockene Luft. Sie reduzieren keine Nitrate zu Nitriten, haben nur geringe Fähigkeit, Stärke in Zucker umzusetzen und werden im allgemeinen nicht leicht durch ihre eigenen Zersetzungsprodukte zerstört. Die verschieden gelbe Farbe scheint ein Lipochrom zu sein. Sie sind gelegentlich saprophytisch lebende Pflanzenschmarotzer. Wirte s. oben. *P. campestris* und *P. Phaseoli* stehen einander am nächsten. — Diesen vier Formen schliessen sich die folgenden nicht vollständig bekannten, aber zur selben Gruppe gehörigen Arten an: *P. Juglandis* Pierce auf kalifornischen Walnüssen, *P. vascularum* Cobb auf Zuckerrohr, namentlich in Australien, *P. Dianthi* Arthur et Bolley auf Nelken

Digitized by Google

und *P. Amaranti* n. sp. auf *Amarantus* in den östlichen Vereinigten Staaten, *P. Malvacearum* n. sp. auf Baumwolle.

184. **Smith, E. F.** Wakker's Hyacinth Germ, *Pseudomonas Hyacinthi* (**Wakker**). (U. S. Departm. Agric., Divis. Veget. Physiol. Pathol., Bull. No. 26, Washington, 1901, 45 S., 22 Fig., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 92.

Von einer Anzahl Impfungen an Hyacinthen *(Hyacinthus orientalis* und *albulus)*, Zwiebeln *(Allium Cepa)*, Amaryllis (*A. atamasco)* und Kohlpflanzen hatten nur die an Hyacinthen einen Erfolg. Dieses bewies somit unzweifelhaft die pathogene Natur des *Pseudomonas Hyacinthi* und bestätigt Wakkers Ansichten von der Aetiologie der Krankheit. Bestimmte Sorten sind empfänglicher als andere, z. B. *Zar Peter* mehr als *Baron von Tuyll*. Tochterzwiebeln stecken sich an den mütterlichen an. Der Schmarotzer dringt leicht in Wunden ein. Eine Infektion durch die Luftspalten ist fraglich. Blattfressende und nektarsaugende Kerfe übertragen die Krankheit, ähnlich wie das beim Kürbiswelken und Birnenbrand geschieht. Dazu kommen Übertragungen durchs Messer.

Ferner kann der Hyacinthenfeind offenbar lange saprophytisch leben. Er gelangt von kranken Pflanzen in den Boden und durch Bewässerungsgräben in gesunde Felder. Man muss daher kranke Zwiebeln verbrennen oder mit Schwefelsäure behandeln. Dazu komme Fruchtwechsel. Da sich die Krankheit nur schwach weiter verbreitet, gegenüber z. B. *Bacillus amylovorus* auf der Birne, und auch von den Gefässbündeln nur gering ins Parenchym eindringt, so scheint sie nur gedeihen zu können, wenn in den Gefässbündeln zu wenig Säure und zu viel Luft vorhanden ist. Vielleicht sind die geschützten Varietäten reicher an Säuren im Parenchym.

185. **Carruthers, W.** und **Smith, A. L.** A disease in turnips caused by bacteria. (Journ. of Bot., 1901, p. 88, m. 8 Fig., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 539, Bd. VIII.)

Eine sehr verheerende Rübenkrankheit, bei der das Blattwerk der Pflanze abstirbt und an dessen Stelle sich eine Vertiefung bildet, die bei mässiger Erkrankung durch Korkgewebe abgeschlossen wird, in schweren Fällen aber sich durch die Rübe zieht, oft noch seitlich durchbrechend. In dem Schleim, der diese Höhlung zeitweise ausfüllt, ist ein Bakterium nachgewiesen worden, das Verff. für die Ursache der Krankheit halten, obwohl Impfversuche noch nicht vorliegen. Wenn ein grosser Teil der Blätter abgestorben ist und dadurch die Rübenköpfe mehr Licht und Luft bekommen, kommt die Krankheit zum Stillstand. Nach Potter heisst das Bakterium *Pseudomonas destructans*.

186. **Potter, M. C.** On a bacterial disease of the turnip (*Brassica Napus*). (Proc. of the Roy. Soc., London, vol. 67, 1900, p. 442, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 170.)

Die kranken Rübenpflanzen lassen ihre Blätter herabhängen und welken. Die älteren Blätter werden zuerst schlaff und gelb und legen sich zu Boden; dann folgen auch die jüngeren. Etwa 2 Wochen nach erfolgter Infektion sind die Blätter abgestorben. Der zerfallende Teil der Wurzeln ist grauweiss oder dunkelgrau und ganz weich. Die Zellen haben allen Turgor verloren und die Zellmembranen sind ganz schlaff geworden. Der ausgetretene Zellsaft hat die Gewebe zu Brei verwandelt. Wegen der Farbe der faulenden Rüben hat Verf. die Krankheit Weissfäule (White Rot) genannt. Durch Übertragung von erkranktem Gewebe auf gesunde Rüben lässt sich die Krankheit leicht

Digitized by Google

fortpflanzen und die geimpften Pflanzen zeigen dann das geschilderte charakteristische Krankheitsbild.

Da sich keine Spur eines Hyphomyceten in dem erkrankten Gewebe fand, so wurde versucht, ein Bakterium zu isolieren, und es gelang, einen Organismus zu finden, der an den Rüben dieselben Krankheitserscheinungen hervorrief. Die Weissfäule wird also durch ein Bakterium erzeugt, das Verf. *Pseudomonas destructans* nennt. Nur bei Vorhandensein von Sauerstoff liessen sich Rüben und Kartoffeln krank machen. Wurde der Sauerstoff abgeschlossen, so fand eine Entwickelung des *Pseudomonas* nur solange statt, wie noch Spuren von Sauerstoff vorhanden waren. Sobald diese verbraucht waren, stellte der Organismus sein Wachstum ein. Er scheidet ein Cellulose lösendes Enzym aus.

187. **Hecke, L.** Die Bakteriosis des Kohlrabi. (Zeitschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1902, 21 S., 1 Taf.)

Die durch *Pseudomonas campestris* Pammel hervorgerufene Schwarzfäule von *Brassica*-Arten der Amerikaner ist auch in Europa an Kohl und Kraut gefunden worden, an denen sie vorzugsweise die Blätter befällt. Im Kohlrabi schwärzt sie die Gefässe und tritt also ähnlich wie an Rüben (*B. Rapa*) auf. Der Bacillus gelangt durch Wundinfektion oder durch Wasserspalten in die Pflanze; in unverletzte Wurzeln scheint er nicht eindringen zu können. Je jünger und kräftiger die Pflanzen sind, um so leichter und heftiger erfolgt die Erkrankung. Die verschiedenen Kohlrabisorten sind verschieden empfänglich.

188. **Delacroix, G.** Sur une maladie bactérienne de la pomme de terre. (Compt. rend., 1901, II, 417.) Contributions à l'étude d'une maladie nouvelle de la pomme de terre produite par le *Bacillus solanicola* n. sp. (Compt. rend., 1901, II, 1030.)

Bei einer neuen Bakterienkrankheit der Kartoffel vergilben zunächst die Blätter und vertrocknen stellenweise; die Stengel werden immer dünner und sterben schliesslich vom Grunde her ab. Auch die Knollen erkranken manchmal schon sehr frühzeitig. Auf einem Querschnitt durch einen erkrankten Stengel sieht man hauptsächlich in der Gefässregion gelbbraune, verschwommene Flecke. In den Gefässen hat sich gelbliches Gummi ausgeschieden und haben sich Thyllen entwickelt. Der den Kartoffelstengelbrand verursachende *Bacillus caulivorus* erteilt der Nährbouillon eine urangrüne Färbung, was die bei der neuen Krankheit auftretenden Bazillen nicht tun. Zuerst glaubte der Verf., die Bakterien seien mit *B. Solanacearum* Erv. Smith identisch, da die Krankheitssymptome den durch den letzteren Parasiten veranlassten sehr ähnlich sind; eine eingehendere Untersuchung ergab jedoch, dass sie eine neue Art darstellen. *Bacillus solanincola* wächst auf den üblichen Nährmedien, macht Bouillon sehr langsam schleimig, ohne sie zu färben. Auf ihrer Oberfläche bildet er einen feinen, weissen, bald fädigen Schleier; er ist aërob. Die abgestorbenen Bazillen sinken zu Boden. Auf festem Nährboden bildet er sehr kleine, halbkugelige, opake, glänzend grauweisse Kolonien, die bei reichlicher Aussaat zusammenfliessen und die Gelatine langsam verflüssigen. Die Individuen sind meist isoliert, selten zu zweien verbunden, zylindrisch, gerade, 1,5—1,75 $\times$ 0,25 μ; sie färben sich leicht mit Fuchsin und Methylenblau, durch die Gramsche Methode werden sie entfärbt. Die Impfversuche mit *B. solanincola* gelangen sämtlich.

Viele Krankheitsfalle, welche von Débray und Roze als brunissure der *Pseudocommis vitis* zugeschrieben werden, sind mit der vorliegenden Krank-

Digitized by Google

heit identisch. Bei stärker erkrankten Kartoffelpflanzen stellen sich eine Reihe von Pilzen ein, nämlich *Rhizoctonia Solani*, eine *Vermicularia*, ein *Fusarium* und *Torula convoluta*; von diesen ist jedoch nur der erste ein echter Parasit. *Rhizoctonia Solani* kann ebenso wie Insektenstiche den Bazillen den Weg bahnen, doch ist ihre Gegenwart nicht erforderlich. Tomaten werden ebenfalls von *Bacillus solanincola* befallen, doch sind sie widerstandsfähiger als Kartoffeln; von diesen erkranken die frühen, schnellwüchsigen Sorten am stärksten.

189. **Appel, O.** Der Erreger der Schwarzbeinigkeit bei den Kartoffeln. (Vorl, Mitt.) (Berichte d. Deutsch. Bot. Ges., Bd. XX, 1902, p. 128.)

Durch Impfung mit einem Mikroorganismus, den Verf. *Bacillus phytophthorus* nennt, konnte die typische Schwarzbeinigkeit bei Kartoffeln hervorgerufen werden.

140. **Hedgcock, G. G.** und **Metcalf, H.** Eine durch Bakterien verursachte Zuckerrübenkrankheit. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 321.)

In verschiedenen Gegenden von Nebraska, Arizona und Colorado wurde im Herbst 1901 eine ziemlich ausgedehnte Erkrankung der Zuckerrüben an Nassfäule gefunden. Die Rüben wurden von der Spitze aus krank, allmählich wird die ganze Wurzel von der Fäulnis ergriffen. Die Blätter bleiben meist so lange gesund, bis die unterirdischen Teile gänzlich verfault sind. Die zerschnittenen Rüben sind gleichmässig grau oder graugelb gefärbt, ohne schwärzliche Ringe oder Flecke. In den letzten Stadien der Krankheit verfärbt sich das Gewebe rötlich-schwarz, wird weich und also dunkel. Durch Zerstörung des Parenchyms entstehen umfangreiche Höhlen, die mit einer farblosen, sauren, zähflüssigen, durch Druck hervorquellenden Flüssigkeit angefüllt sind, die sich als Reinkultur bakterischer Organismen erweist. Impfung verwundeter lebender Rüben verursachte sofort Fäulnis, die sich schnell vom Infektionspunkte aus verbreitete; junge Rüben oder solche, die bereits im zweijährigen Wachstum begriffen waren, liessen sich nicht infizieren. Der Organismus ist der Gattung *Bacterium* zuzuschreiben, er ist kurz, stabförmig, durchschnittlich 1,5 bis 8,0 μ lang und 0,8 μ breit. Bewegung wurde nicht beobachtet, auch keine Geisseln nachgewiesen. Die Krankheit scheint nur in nassen Böden aufzutreten, auf gut drainierten Böden wurde sie noch nicht gefunden. Auch bei eingewinterten Rüben kann sie ein bedenkliches Faulen verursachen.

141. Der Gürtelschorf der Zuckerrübe, eine neuerdings häufiger auftretende Krankheit, die von Sorauer in der Zeitschr. d. Ver. d. Deutschen Zuckerindustrie, Bd. 49, Heft 527, beschrieben und abgebildet worden, wird von F. Krüger im 2. Heft d. Arb. d. Biol. Abt. d. Kais. Gesundheitsamt besprochen. Der Gürtelschorf ist eine Erkrankung des Rübenkörpers, bei der die Blätter nicht beteiligt sind. An der dicksten Stelle der Rübe findet ein Aufreissen der Haut und eine Verkorkung der unmittelbar darunter liegenden Stellen statt; in den meisten Fällen gleichzeitig ein Zurückbleiben im Dickenwachstum an den kranken Stellen. Bei intensiverer Erkrankung schreitet der Absterbeprozess in das innere Parenchym hinein fort. Bei der Entstehung des Gürtelschorfes scheinen die Bodenverhältnisse von grosser Bedeutung zu sein: schorfkranke Rüben wurden in der Mehrzahl auf physikalisch ungünstig beschaffenen Böden gefunden, die besonders zur Verkrustung neigen. Da die Verkrustung mit von den Witterungsverhältnissen abhängig ist, würden auch diese für das Auftreten des Gürtelschorfes bedeutungsvoll sein.

142. **Jones, L. R.** Studies upon plum blight. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 885.)

Digitized by Google

Der Pflaumenbrand wurde bei Pflaumenbäumen beobachtet, die auf gut gedüngtem Lehmboden in der Nähe stark brandiger Birnbäume standen und bei dem feuchten Frühjahrswetter sehr reichlich und kräftig ausgetrieben hatten. An jedem Baum war eine Anzahl junger Triebe geschwärzt und 6—18 Zoll unterhalb der Spitze anscheinend abgestorben, ganz wie bei dem Zweigbrand der benachbarten Birn- und Apfelbäume. Die Brandstellen, an denen die Rinde oben dunkelbraun verfärbt war, waren an manchen Zweigen nur in der Nähe der Knoten, so dass sich erkennen liess, dass die Krankheit zuerst an oder nahe den Knoten und gleichzeitig an verschiedenen Stellen des Zweiges ausgebrochen war. An vielen Trieben treten trockene oder fast trockene gummöse Massen aus oder wurden beim Schneiden gelegentlich im Innern gefunden. Die Triebe an der Spitze starben ab, während die unteren noch frisch waren; soweit sich die Verfärbung der Rinde erstreckte, waren die Blätter braun und dürr und fielen allmählich ab. Die innere Rinde an den tiefer liegenden, später erkrankten Stellen war gebräunt, aber noch feucht, und in diesem feuchten Rindengewebe sowie in den Gummimassen wurden ungeheuere Mengen von Bakterien gefunden, die in Grösse und Aussehen mit dem Erreger des Birnenbrandes, *Bacillus amylovorus* übereinstimmten.

Durch Kulturversuche wurde die Identität der beiden Organismen bestätigt. Es ist ein Bacillus, der einzeln oder paarweise, zuweilen auch in Ketten auftritt, 0,9—1,5 μ lang und 0,7—1 μ breit und ziemlich beweglich ist. Die Pflaume scheint im allgemeinen weniger empfänglich als die Birne für eine Infektion zu sein, die nur unter dafür besonders günstigen Verhältnissen im Frühling und Frühsommer zustande kommt.

143. **Smith, R. Greig.** The gummosis of the sugarcane. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 805.)

Aus dem aus krankem Zuckerrohr ausfliessenden Gummi isolierte Verf. ein Bakterium, das durch Kulturversuche als der Urheber der Gummosis festgestellt wurde und nach Cobb *Bacterium vasculorum* genannt wird. Das Gummi ist keine pathologische Absonderung; die Krankheit wird durch Anhäufung der Bakterien in den Gefässen verursacht.

Einen zweiten Organismus, der auf krankem und gesundem Zuckerrohr so häufig vorkam, dass er für normal gelten muss, nennt Verf. *Bacterium Sacchari* n. sp., ein gummibildendes Bakterium auf *Eucalyptus Stuartiana* wird *Bacterium eucalypti* genannt.

144. **Peglion, V.** La bacteriosi della canepa. (Rend. Lincei, XI, II, 22.

An Hanfkulturen einer späten Aussaat auf magerem Boden erschienen die meisten Blätter der Pflanzen schwarz gefleckt. Anfangs traten gelbliche Punkte auf, die dann zu jenen Flecken zusammenflossen, worauf das Blattgewebe an den betreffenden Stellen verdorrte und brüchig erschien. Wenn solche Flecken in der Nähe der Rippen auftraten, hatten sie eine Kräuselung des Blattes zur Folge.

Durch Kulturen wurden aus den kranken Geweben Diplokokkenkolonien isoliert; es liegt eine Vermutung nahe, dass es sich auch hier um *Bacillus Cubonianus* handle; doch konnte solches noch nicht nachgewiesen werden.

Die ungünstigen Witterungsverhältnisse scheinen die Verbreitung der Krankheit begünstigt zu haben. Solla.

145. **Zimmermann, A.** Über Bakterienknoten in den Blättern einiger Rubiaceen. (Pringsh. Jahrb., XXXVII, 1901, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 315.)

Digitized by Google

Bei *Pavetta*-Arten sind seit längerer Zeit schon Knötchen in den Blättern bekannt, deren Ursprung bisher nicht geklärt war. Schneidet man einen solchen, namentlich auf der Oberseite des Blattes etwas vorragenden Knoten von *Pavetta lanceolata* durch, so sieht man ein lockeres, schwammartiges Gewebe mit grossen Intercellularräumen. Diese sind vollgepfropft mit Bakterien. Das ganze Gebilde wird gegen das intakte Blattgewebe durch einige Korklagen getrennt. Die Bakterien befinden sich niemals im Innern der Zelle, sondern stets nur im Intercellularraum. Über die Entwickelung dieser Knoten wurde festgestellt, dass bei ganz jungen Blättern sich an der Stelle des Knotens eine Spaltöffnung auf der Blattoberseite befindet. Ausser diesen Spaltöffnungen befinden sich keine auf der Oberfläche. Hier wandern wahrscheinlich die Bakterien ein; die der Spaltöffnung zunächst liegenden Zellen wölben sich empor und schliessen über der Spalte zusammen. Die Cuticularschicht überzieht dann kontinuierlich das ganze Gebilde, das allmählich zum Knoten heranwächst, der an seinem Scheitel eine kleine Vertiefung, eben die funktionslose Spaltöffnung, trägt. Ähnliche Gebilde finden sich bei *Pavetta angustifolia. indica* und bei *Grumilea micrantha*. Bei letzterer Pflanze stehen sie unmittelbar an der Mittelrippe, während sie bei *Pavetta* regellos verteilt sind.

146. **Beijerinck, M. W.** und **van Delden, A.** Über die Assimilation des freien Stickstoffs durch Bakterien. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 8.)

In stickstoffarmen Nährlösungen zeigt sich nach Infektion mit Gartenerde oder anderen fruchtbaren Bodenarten bei reichlichem Luftzutritt unter der nun sich bildenden Bakterienmasse ganz überwiegend eine charakteristische Art, *Azobacter chroococcum*. Es findet bei dem Versuche eine reichliche Bindung von freiem atmosphärischen Stickstoff statt, die jedoch, wie fortgesetzte Beobachtungen zeigten, nicht durch *Chroococcum* allein, sondern nur in Symbiose mit anderen Bakterien bewirkt wird. Diese Bakterien gehören zu zwei Gruppen: Sporenbildner aus der Gattung *Granulobacter*, die schon an und für sich den freien Stickstoff binden können, aber erst bei der Symbiose mit *Chroococcum* diese Fähigkeit zur Vollendung steigern, und nicht sporenbildende Arten, von denen besonders *Aërobacter aërogene* und *Bacillus radiobacter* untersucht wurden, die an und für sich den Stickstoff nicht assimilieren können und augenscheinlich dies Vermögen erst durch die Symbiose gewinnen. Bei dieser Stickstoffassimilation entsteht zunächst eine lösliche Stickstoffverbindung, die sich ausserhalb der aktiven Organismen in die Umgebung verbreitet und dort von anderen Organismen als Stickstoffnahrung verwendet werden kann. Die Versuche weisen darauf hin, dass die gleichen Vorgänge sich im Boden abspielen. Eine besonders wichtige Rolle fällt dabei dem *Chroococcum* zu, dessen Protoplasma leicht in Ammon verändert und dann nitrifiziert werden kann, wodurch in kurzer Zeit der freie atmosphärische Stickstoff in Nitrat umgewandelt wird.

147. **Gerlach** und **Vogel.** Stickstoffsammelnde Bakterien. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. VIII, p. 669.)

Bei ihren Arbeiten über Bodenbakterien gelang es Verff., Bakterien aus verschiedenen Böden zu isolieren, welche einer Stickstoffernährung nicht bedürfen. Die Bakterien, die höchstwahrscheinlich der von Beijerinck unter dem Namen *Azobacter* bezeichneten Gruppe (Centralbl. f. Bakt., 1901, p. 502) angehören, entwickeln sich vollkommen normal in stickstofffreien Nährlösungen und führen denselben deutlich nachweisbare Mengen Stickstoff zu, der in Form von Eiweissstickstoff in den Kulturen enthalten ist. Die stickstoffsammelnden

Digitized by Google

Bakterien wurden in sämtlichen untersuchten zehn Bodenarten, hellen und dunklen, humusarmen und humusreichen, sandigen und lehmigen, gefunden; sie sind höchstwahrscheinlich in allen Böden vorhanden, und es werden auf diese Weise jährlich bedeutende Mengen stickstoffhaltiger Verbindungen im Boden gebildet, von denen die Kulturpflanzen einen Teil zu ihrer Ernährung benutzen.

d) Phycomycetes.

148. **Marchal, Emile.** Recherches biologiques sur une Chytridinée parasite du Lin. (Bull. de l'Agriculture, 1901.)

An bestimmten Stellen der Felder beginnen die Pflanzen, sich zu verfärben: die Cotyledonen und unteren Blätter werden gelb, die Spitzen welk, die Wurzeln sterben ab. Bei feuchter Witterung können sich die Pflanzen wieder erholen, bei nachfolgender Trockenheit gehen sie oft sehr schnell völlig zugrunde. — Die Krankheit wird durch eine Chytridiacee verursacht, *Asterocystis radicis* De Wild., die auch an den Wurzeln von Cruciferen (*Capsella, Thlaspi*) und Gramineen auftritt. Verf. reserviert für diese Krankheit den Namen „Brand" (brulure, vlasbrand) im Gegensatz zu den durch *Thrips Lini* (Ladureau), *Melampsora Lini* oder *Fusicladium Lini* (Sorauer) erzeugten Krankheiten. Der Flachsbrand wurde in Flandern vielfach beobachtet. Dieselbe Krankheit ist ferner aus Holland, Nordfrankreich, Deutschland, Irland und vielleicht auch Russland bekannt. Ausser *Linum* wurden von demselben Parasiten bei des Verf. Versuchen auch *Spinacia oleracea, Raphanus sativus, Pisum sativum, Medicago sativa, M. lupulina, Trifolium repens, Anthriscus Cerefolium, Allium Porrum, Sinapis alba, S. nigra* u. a. infiziert. Frei von ihm blieben *Beta vulgaris, Triticum sativum, Lepidium sativum, Valerianella olitoria, Helianthus annuus.*

149. **Bubák, Fr.** Über eine neue *Urophlyctis*-Art von *Trifolium montanum* L. aus Böhmen. (Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 817, m. 2 Textfig., Bd. VIII.)

Urophlyctis bohemica Bubák n. sp. befällt die Blattstiele und Blattspreiten von *Trifolium montanum* und schädigt die befallenen Pflanzen derart, dass sie niemals zur Blüte kommen. Der Pilz bildet glasige, halbkugelige Warzen, auf den Blattstielen bis 1 mm im Durchmesser, auf den Blättern etwa 0,5 mm gross. Die Blattstiele werden mannigfach gedreht, gekrümmt und federkielartig verdickt; die befallenen Partien der Blattfläche sind gelblich gefärbt und ebenfalls verschiedenartig gekrümmt. In den Warzen, welche bei den Blattstielen durch die Epidermis und das parenchymatische Gewebe, bei den Blattspreiten durch Vergrösserung der Mesophyllzellen gebildet werden, befinden sich die Dauersporen des Pilzes, oft über 200 in einer Warze. Die Sporen sind auf einer Seite halbkugelig gewölbt, auf der anderen eingedrückt, 40—50 μ gross, gelbbraun, stark lichtbrechend.

150. **Magnus, P.** Kurze Bemerkung über Benennung und Verbreitung der *Urophlyctis bohemica* Bubák. (Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 895.)

Die *Urophlyctis bohemica* Bubák ist identisch mit dem 1877 beschriebenen *Synchytrium Trifolii* Pass. und ist als *Urophlyctis Trifolii* (Pass.) P. Magnus zu bezeichnen. Sie ist in Böhmen auf *Trifolium montanum*, in Oberitalien auf *T. pratense* und wahrscheinlich in Schlesien auf *T. repens* beobachtet worden.

151. **Trow, A. H.** Observations on the biology and cytology of *Pythium ultimum* sp. n. (Annals of Botany, vol. XV, 1901, p. 269, with two plates, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 60, Bd. VIII.)

Digitized by Google

Die Conidien des Pilzes wurden in verfaulten Kressensamen gefunden und als Saprophyten auf sterilisierten Kartoffeln, Stubenfliegen und Kohlblättern kultiviert. Auf Kartoffeln entwickelte sich ein Luftmycel, das erst nach Wochen, bei genügender Feuchtigkeit, Lager von Conidien und Oosporen bildete. Bei im Wasser liegenden Stubenfliegen und Kohlblättern entstehen nach zwei bis drei Tagen die Reproduktionsorgane, auf den Fliegen gewöhnlich nur Conidien, auf den Kohlblättern ausschliesslich Oosporen. Beim Studium der Lebensgeschichte gelangte Verf. zu Resultaten, die zum Teil von den Beobachtungen de Barys abweichen.

152. **Herget, F.** Über einige durch *Cystopus candidus* an Cruciferen hervorgerufene Missbildungen, welche in der Umgebung von Steyr gefunden wurden. (XXXI. Jahresber. k. k. Staatsoberrealschule in Steyr, 1900/01, m. 2 Taf., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 800.)

Ausführliche Beschreibung von Hypertrophien, die von *Cystopus candidus* auf *Raphanus Raphanistrum*, *Sinapis arvensis* und anderen Cruciferen hervorgerufen werden. Besonders werden die Veränderungen, welche der Pilz im anatomischen Bau seiner Wirtspflanze verursacht, dargelegt und mit Hexenbesen, Fruchtkuchen und durch Tiere erzeugten Gallen verglichen. Zum Schluss Vorbeugungs- und Bekämpfungsmassregeln.

153. **Peglion, V.** La peronospora del frumento nel Ferrarese. (Rend. Lincei, XI, S. 389—392.)

In einer früheren Abhandlung (1901) hatte Verf. die Ansicht ausgesprochen, dass *Sclerospora graminicola* nur in jenen Gegenden auffallend schädigen könnte, wo Röhrichte in der Nähe der Getreidefelder vorkommen. Neuere Beobachtungen bei Ferrara und Bologna ergaben, dass eine Nähe von Rohrdickichten zum Auftreten und zur Verbreitung der Krankheit nicht notwendig sei. Dagegen diene zu einer starken Vermehrung der letzteren das Überwintern der Oosporen von *Sclerospora* in den Pflanzen von *Setaria viridis*. Solla.

154. **Traverso, G. B.** Note critiche sopra le *Sclerospora* parassite di Graminacee. (Mlp., XVI.)

Vergl. das Referat in dem Abschnitte für „Pilze". Solla.

155. **Cugini, G. e Traverso, G. B.** La *Sclerospora macrospora* Sacc. parassita della *Zea Mays*. (Le Stazioni sperim. agrar. italiane, vol. XXXV, S. 46—49.)

In einem vergrünten männlichen Blütenstande von *Zea* beobachteten die Verff. zwischen den Hüllblättern ein grobes unregelmässiges Mycel ohne Haustorien, welches sich mit Chlorzinkjod violett färbte. In dem oberen Teile der Rispe wurden hin und wieder reife Oosporen beobachtet, deren Gegenwart sich durch eigenartiges Durchscheinen zu erkennen gab. Der Pilz wurde auf *Sclerospora macrospora* Sacc. zurückgeführt, welche als Parasit von *Alopecurus* in Australien bereits angegeben wurde. Die Oosporen haben im Durchschnitt einen Durchmesser von 52,8 *u*, mit schwach runzligem Episporium von lichtgelber Farbe. Solla.

156. **Hollrung, M.** Der falsche Meltau, *Peronospora Schachtii*, in den Rübensamenfeldern und dessen Bekämpfung. (Blätter f. Zuckerrübenbau, 1902, p. 289.)

Die Blätter der vom falschen Meltau befallenen jungen Rübensamenstauden werden oberseits fahlgelb und rollen sich nach unten zu ein. Die Stengel, Blatt- und Blütenstiele können sich nicht strecken, so dass die ganze Pflanze einer kurzen Rosette gleicht. Auf der Unterseite der Blätter, am

Digitized by Google

Grunde der Wölbungen und auf den Blütenstielen bildet der Pilz ziemlich kräftige, graue, filzige Überzüge. Die *Peronospora Schachtii* überwintert am Kopf der Mutterrübe oder der Stecklinge; die Sporen werden in den filzigen Überzügen auf den Blättern gebildet. Am empfänglichsten für die Infektion sind die Herzblättchen. Erst wenn die Fortpflanzungsorgane des Pilzes auf den Samenrüben ausgebildet sind, können sie auf die einjährigen Rüben übergehen, die im Juli, August oder noch später infiziert werden.

Um die Verbreitung der Krankheit zu verhüten, empfiehlt es sich, die befallenen Samenstauden vom Felde zu entfernen und zu vernichten. Die Vorgewende der Rübensamenfelder dürfen nicht mit Stecklingen bepflanzt werden, um die Übertragung der Krankheit von den Samenrüben auf die Stecklinge zu verhüten. Stecklinge und Mutterrüben sind, wenn möglich, westlich von den Samenrüben anzubauen, damit nicht durch die überwiegend westlichen Winde die Sporen auf die nächstjährigen Samenrüben übertragen werden können. Kranke Stecklinge und Mutterrüben dürfen nicht mit eingemietet werden, sondern sind zu vernichten. Kopffaule Stecklinge sind vor dem Auspflanzen auszusondern.

157. Das Auftreten der *Peronospora* an Traubenblüten, sowie an den jungen Trauben. *Peronospora* überwintert nicht auf dem Weinstock selbst, sondern in den toten, allmählich zerfallenden Blättern. Im Frühjahr gelangt der Pilz vom Boden aus auf die untersten Blätter. Tritt dann eine längere, trockene Periode ein, so bleiben die übrigen Blätter vorläufig gesund, besonders wenn sie schon mit Bordelaiser Brühe bespritzt worden sind. Folgt dann zur Blütezeit Regenwetter, so bieten die zarten Blütentrauben dem Pilz einen willkommenen Nährboden dar. Es empfiehlt sich, die erste Bespritzung recht frühzeitig vorzunehmen, um auch die erstentwickelten Blätter möglichst gegen die Infektion vom Boden aus zu schützen. Solche frühangesteckten unteren Blätter sind vor der Blütezeit zu entfernen. Die Reben sind bis in den Spätsommer hinein durch die bekannten Mittel vor der *Peronospora* zu schützen, um die Bildung von Wintersporen möglichst einzuschränken. (VIII. Jahresber. der Versuchsstation f. Obst-, Wein- u. Gartenbau in Wädensweil, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 185.)

158. **McAlpine, D.** Fungus Diseases of Cabbage and Cauliflower in Victoria, and their Treatment. (Dep. Agric., Victoria, Januar 1901, 88 S., 11 Tafeln.)

1. *Phoma Brassicae* Thuem. ruft die Fussfäule hervor, die die Wurzeln und die Stengel auch von Sämlingspflanzen ergreift. Sie wird durch überwinterte Sporen erzeugt. — 2. Hernien (club-root) oder Beulen (botch) erzeugt *Plasmodiophora Brassicae* Wor. Lehmiger Boden und viel Wasser befördern die Krankheit. Superphosphat ist ihrer Ausbreitung hinderlich. Vorbeugungsmassregeln sind Kalkdüngung (12,7 bis 27 hl auf 0,4 ha), gründliche Vernichtung erkrankter Pflanzen, Fruchtwechsel, Ausjäten namentlich von Cruciferen, Säuberung des Bodens und auch der Werkzeuge. — 3. Weissrost wird von *Albugo candida* Kuntz. hervorgerufen. Er ergreift vor allem die Blätter. Zoosporen, die aus Conidien oder Oosporen hervorgehen, dringen in die Pflanzen ein. Man muss die befallenen Pflanzen vernichten, darf keine draussen überwintern lassen und wendet Fruchtwechsel an. — 4. Ringflecke auf den Blättern rühren von *Phyllosticta brassicicola* (Spätsommer) bezw. *Sphaerella brassicicola* (Herbststadium) her. Ausser Massregeln wie den genannten werden Sorgfalt in der Wahl der Setzpflanzen und gute Drainage des Bodens empfohlen.

Digitized by Google

— 5. *Peronospora parasitica* DBy. erzeugt falschen Meltau. Die Blätter schimmeln, werden gelb und bekommen braunrandige, faulende Flecken. Auch hier empfiehlt sich vor allem das Fernhalten wilder Cruciferen, z. B. des Hirtentäschels.

e) Ustilagineae.

159. **Brefeld, O.** Versuche über die Stickstoffaufnahme bei den Pflanzen. (Jahresb. d. Schles. Ges. f. vaterl. Kultur. Sitz. d. zool.-bot. Sekt. 15. Nov. 1900, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 24, Bd. VIII.)

Die Erfahrung, dass von Brand befallene Pflanzen höher und üppiger wachsen, als nicht infizierte, regte zu Untersuchungen an, ob etwa die Ustilagineen bei den Gramineen, ähnlich wie die Knöllchenbakterien der Leguminosen den atmosphärischen Stickstoff zu assimilieren vermögen. Die Versuche betrafen: *Panicum miliaceum* mit *Ustilago destruens*, *Sorghum saccharatum* mit *U. Sorghi* und *Setaria italica* mit *U. Setariae*. Die vorzüglich infizierten Pflanzen wuchsen mit Stickstoffgabe sehr üppig, ohne Stickstoff nur kümmerlich; die Nährpflanzen können also nicht ohne Stickstoff existieren, die Brandpilze können keinen freien Stickstoff liefern.

160. **Brefeld, O.** Über Brandpilze und Brandkrankheiten, I. (Jahresb. d. Schles. Ges. f. vaterl. Kult. Sitz. d. zool.-bot. Sekt., 16. Nov. 1899, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 122, Bd. VIII.)

Brefeld wies nach, dass die früher für ausschliessliche Parasiten gehaltenen Brandpilze auch saprophytisch existieren können und fand bei seinen fortgesetzten Infektionsversuchen, dass zwei Typen der Infektion zu unterscheiden sind. Bei Hafer, Sorghum u. a. werden nur die jungen Keimpflanzen infiziert, beim Mais dagegen sind alle jungen wachsenden Gewebe für die Infektion empfänglich. Bei den Versuchen wurde das Sporenmaterial durch Schlemmen in Wasser einem wiederholten Reinigungsprozess unterzogen, wodurch alle tauben Sporen entfernt und die Sporenmembranen von Wasser durchtränkt werden; es wurden mit dieser Methode fast 100 % Erfolge erzielt.

161. **Tubeuf, C. v.** Studien über die Brandkrankheiten des Getreides und ihre Bekämpfung. (Arb. aus der Biol. Abteil. f. Land- u. Forstwirtsch. am Kais. Gesundheitsamt, II, Hft. 2, Berlin, 1901.)

Die Versuche beschäftigten sich hauptsächlich mit den Fragen, ob die Sporen des Weizen-Steinbrandes durch die Beizmittel abgetötet werden und ob die Keimfähigkeit des Weizens leidet? Es ergibt sich, dass im Laboratorium die Desinfektion der Körner durch das Formaldehydgas gelingt, wenn sie in flacher Schicht ausgebreitet werden und die Brandsporen nur oberflächlich anhaften. Bei den Feldversuchen gelang in einem Falle die Desinfektion vollkommen; aber es fand eine wesentliche Verminderung des Ernteertrages gegenüber unbehandelten Samen statt. In einem anderen Falle war der Ernteertrag nicht geschädigt, aber der Brandbefall war nur um die Hälfte geringer als bei nicht behandeltem Getreide. Tubeuf empfiehlt deshalb in erster Linie die Kupferbeizung, auf die er näher eingeht. Etwas günstiger wirkt Formaldehyd, wenn die Körner in einer 0,1 % wässerigen Lösung eingeweicht werden. Schon nach 4 Stunden sind alle Brandsporen getötet, ohne dass die Keimkraft der Körner gelitten hat. Freilich bietet dies Verfahren gegenüber den anderen Beizmitteln keinen Vorteil, da die Körner ebenfalls wieder getrocknet werden müssen.

Im zweiten Kapitel handelt es sich nämlich darum, ob es Weizensorten

Digitized by Google

gibt, die eine geringere Disposition gegenüber dem Weizenbrande zeigen. Es wurde mit 9 Sorten experimentiert. Da zeigte sich denn allerdings, dass mehrere Sorten eine höhere Zahl von erkrankten Pflanzen besassen. Trotzdem ist Verf. der Meinung, dass in dem Falle, wenn eine Disposition bestehen würde, die Natur durch Auslese bereits für Unterdrückung der empfindlichen Sorte gesorgt haben würde, da ja ihre Samen zerstört werden. Die Versuche erscheinen bisher nicht abgeschlossen und sollen fortgesetzt werden, da sich vielleicht doch daraus die Möglichkeit ergibt, eine brandunempfindliche Rasse zu züchten.

Im dritten Teil der Arbeit werden einige biologische Eigentümlichkeiten des Weizensteinbrandpilzes besprochen. So wurde die Frage behandelt, wie lange die Sporen in der Erde sich lebend erhalten. Aus den Versuchen folgt, dass die Sporen nach der Überwinterung völlig keimfähig sind, dass sie aber nach dem zweiten Winter als abgestorben betrachtet werden müssen.

Fütterungsversuche von Tieren mit Sporen ergaben bei ihnen keinerlei Krankheitserscheinungen; dagegen war nur eine geringe Zahl von Sporen noch keimfähig. Der Grund dafür ist darin zu suchen, dass die Körpertemperatur der Tiere auf die Sporen ungünstig einwirkt. Auch frischer Mist beeinträchtigt die Keimung, da die Keimschläuche meist aufplatzen; dagegen begünstigt feuchte Erde die Konidienbildung an den Hemibasidien ausserordentlich.

162. **Tubeuf, K. v.** Weitere Beiträge zur Kenntnis der Brandkrankheiten des Getreides und ihrer Bekämpfung. (Arb. a. d. Biol. Abteil. für Land- und Forstwirtsch. am Kais. Gesundheitsamt, II, 1902, p. 487.)

Anbauversuche mit Weizen, wobei dem gedüngten Boden Steinbrandsporen beigemischt wurden, ergaben, dass der Pilz sich über den Winter nicht saprophytisch zu erhalten vermag. Dasselbe Resultat hatten Versuche mit Hafer- und Hirsebrand.

Bei Versuchen über die Prädisposition von Weizensorten für Steinbrand zeigte sich, dass der amerikanische Ohioweizen das geringste, dagegen Strubes Grannenweizen das höchse Brandprozent besassen. Bei den anderen Sorten hatte sich, entgegen den früheren Versuchen, die Empfänglichkeit etwas erhöht und ausgeglichen.

Bemerkenswert sind die Kandierungsversuche an Weizenkörnern, damit die etwa anhaftenden Pilzsporen beim Keimen zugrunde gehen. Um dies zu erreichen, werden die Körner mit einem Überzug von Bordelaiser Mischung versehen.

Das Saatgut wird zu diesem Zwecke in enggeflochtene Weidenkörbe geschüttet und diese in Bottiche getaucht, in denen sich Bordelaiser Brühe befindet. Sobald es durchnässt ist, wird das Getreide herausgehoben und auf eine Plane zum Trocknen ausgebreitet. Das Abtrocknen erfolgt sehr schnell und das Saatgut kann daher sofort ausgesäet werden. Dadurch fällt der grosse Zeitverlust des Beizverfahrens, das nicht die Keimungsprodukte der Sporen, sondern diese selbst töten soll, fort.

168. **Hecke, L.** Vorversuche zur Bekämpfung des Brandes der Kolbenhirse. *(Ustilago Crameri* auf *Setaria italica.)* (Ztschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1902, 7 S.)

Beim Mohar (*Setaria germanica*) bleibt die Saatkornbeize wirkungslos, weil viele Körner obenauf schwimmen. Man muss die Körner mit der Beize durchschütteln und die schwimmenden abheben. Warmes Wasser von

Digitized by Google

55° bis 60° tötete nicht alle Brandsporen und liess schon das Saatgut leiden, 0,25 %iges Formalin tötete bei 2¼stündiger Einwirkung die meisten, bei sechsstündiger sämtliche Sporen; ebenso sicher wirkte 0,5 %iges in 2¼ Stunden. In keinem dieser Fälle schädigte die Beize die Hirse. Sublimat in 0,1 und 0,2 %igen Lösungen wirkte gut; allein dieses Mittel ist eben sehr giftig. Schwache Schwefelsäure (0,5 %, 14 Stunden) nutzt nicht. Kupfervitriol (0,5 %, 14 Stunden) ist wirkungsvoll; allein in vielen Fällen ist der Wurzelkeim beschädigt. Es empfiehlt sich daher in erster Linie die Formalinbeize, aber es muss auch bei dieser eine völlige Benetzung des Saatgutes erreicht werden.

164. **Kölpin, Ravn F.** Saatidens Indflydelse paa Fremkomsten of Stövbrand hos Havre. (Tidsskr. f. Landbrugets Planteavl., VII, 1900—1901, S. 142, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1908, S. 51.)

Bei den Versuchen des Verf. mit Hafer ergab sich, dass die Saatzeit eine bedeutende Rolle für das Auftreten von Staubbrand bei Hafer spielt, 2. dass die Menge der Brandpilze bei zeitigem oder sehr zeitigem Säen ganz klein oder verschwindend ist, bei späterem Säen aber zunimmt; dass sie wieder bei sehr spätem Säen abnimmt, scheint in einigen Fällen nachgewiesen worden zu sein, kann aber nicht als allgemein gültiger Satz betrachtet werden.

Verf. bemerkt, dass die brandhemmende Wirkung des frühzeitigen Aussäens dem Bestreben, durch möglichst frühes Säen andere Feinde des Hafers, wie Schwarzrost und die Fritfliege, zu bekämpfen, noch eine weitere Stütze liefert.

165. **Mottareale, G.** L'*Ustilago Reiliana* fa. *Zeae* e la formazione dei tumori staminali nel granone. (Annali Scuola super. d'Agricolt., Portici, 1902, vol. IV, 17 S., 2 Taf.)

1899 fiel in Calabrien eine, sonst normale, Maispflanze auf, bei welcher einige männliche Blüten deformiert waren. Nicht nur die Vor- und Hüllspelzen, sondern auch Staubfäden und Staubbeutel erschienen stark, geschwulstartig, aufgetrieben. Die Ursache davon lag in dem Parasitismus von *Ustilago Reiliana* fa. *Zeae* Passer. (1876), welche zum ersten Male als pollenblattbewohnend angegeben wird.

Die Gefässbündel erschienen dislociert und durch eingeschobene Parenchympartien grösstenteils auch dissoziiert. Die das gesunde Gewebe begrenzenden Parenchymelemente waren gleichfalls hypertrophisch. Infolge der ungleichen Spannungsverhältnisse erschienen die Antherenfächer stets aufgerissen, mit eingerollten Rändern. In den Fächern waren keine Pollenkörner vorhanden, oder nur Spuren davon, falls die Antheren nur am Grunde vom Pilze befallen waren.

Die Antherenfächer waren stets frei von Mycelteilen sowie von Sporen; in den Antherenwänden waren haustorientreibende Hyphen zu sehen; Sporenbildung wurde dabei nicht bemerkt. — In den Filamenten wurden dagegen, als Folge der Hypertrophie der Zellen und nachträglicher Auflösung ihrer Wände, Hohlräume wahrgenommen. In das Innere der letzteren gelangten die bündelweise in den Intercellularräumen verlaufenden Hyphen zur Sporenbildung, welche entweder durch Sprossung, oder zum grössten Teile durch Zellteilung vor sich ging. Neben den grossen, kugelig-polygonalen, papillösen, braunen Sporen wurden noch farblose, bald kleinere, bald um das Doppelte grössere Zellen beobachtet, die Verf. für sterile Elemente hält und „hyaline Körperchen" („farblose Zellen" von Hitchcock und Norton, 1896) benennt. Solla.

Digitized by Google

166. **De Franciscis, F.** Sulla presenza dell'*Ustilago violacea* nei fiori di *Melandrium pratense*. (Bullett. Soc. botan. ital., 1901, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 97.)

Die Zwitterblüten von *Melandrium pratense* stellen einen beständigen Wohnsitz für *Ustilago violacea* dar, von wo aus der Pilz sich verbreitet. Nach Verf. ist der Pilz bestimmend für die Gegenwart von zweierlei Reproduktionsorganen in der Blüte; er ist es, der das Aussehen an den Zwitterindividuen des *Melandrium* insoweit verändert, dass der Habitus dieser Pflanze von jenen der männlichen und der weiblichen Individuen ein verschiedener ist.

167. **Kellerman, W. A.** and **Tennings, O. E.** Smut infection experiments. (Ohio Naturalist, II, p. 858, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 9.)

Kurzer Bericht über Infektionsversuche mit Zuckerrohr- und *Sorghum*-Brand.

168. **Kellerman, W. A.** A foliicolous form of *Sorghum* Smut and Notes on Infection Experiments. (The O. S. U. Naturalist, vol. 1, Columbus, 1900, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 248.)

Bei einer Aussaat von *Sorghum* und *Zea* mit Sporen der auf einer Durrapflanze befindlichen *Ustilago Reiliana* ging eine Maispflanze (sweet-corn) auf, deren obere Blätter und Rispen von einer besonderen Form des genannten Brandpilzes befallen waren. Verf. nennt sie *U. Reiliana* forma *foliicola* n. form.

f) Uredineae.

169. **Dietel, P.** Einiges über die geographische Verbreitung der Rostpilze. (Naturwiss. Wochenschr., Bd. XV, No. 19, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 508, Bd. VIII.)

Die morphologischen Verhältnisse der über die ganze Erde verbreiteten Rostpilze werden direkt durch den verschiedenen Grad der Luftfeuchtigkeit beeinflusst. Bei Arten trockener Standorte *(Phragmidium)* und trockener Klimate (Mexiko) haben die unreifen Teleutosporen unter dem Exospor eine wasserreiche Schicht als Schutz gegen zu frühzeitiges Austrocknen. Bei der auf aussereuropäischen Leguminosen vorkommenden *Ravenelia* sind die Teleutosporen zu einem häufig gestielten Köpfchen vereinigt, an dessen Scheitel die Einzelzellen verdickt sind und eine zusammenhängende Schutzschicht bilden.

Die Uredineen in Gegenden mit feuchter Luft bilden vorwiegend Teleutosporen, die sofort nach der Reife keimfähig sind; die Formen kälterer Gegenden Teleutosporen, die erst nach einer Winterruhe keimen. Einen Haupteinfluss auf die Verbreitung hat natürlich die Verbreitung der Wirtspflanzen.

Betreffs der Verteilung der Uredineenflora über die einzelnen Erdteile findet sich die grösste Übereinstimmung zwischen Europa und Nordamerika, die 128, vorwiegend nordische, Arten gemeinsam haben. Japan und die Mandschurei haben ausser vielen endemischen Arten eine Mischung europäisch-sibirischer und nordamerikanischer Arten mit Elementen aus dem Himalaya. Afrika und Südamerika haben nur einige wenige gemeinsame Arten, ebenso Süd- und Nordamerika; Südamerika hat besonders viel endemische Arten. Australien ist noch wenig erforscht.

170. **Hennings, P.** Anpassungsverhältnisse bei Uredineen bezüglich der physikalischen Beschaffenheit des Substrates. (Hedwigia, 1901, p. 125.)

Digitized by Google

Der Umstand, dass dieselben Uredineenarten auf Nährpflanzen aus ganz verschiedenen Familien vorkommen, lässt sich nach Verf. dadurch erklären, dass die Blätter die gleichartige physikalische Struktur besitzen. So kommt *Cronartium asclepiadeum* auf *Vincetoxicum* (Asclepiadac.) und *Paeonia* (Ranunculac.) vor, *Puccinia Lindaviana* auf *Strychnos* (Loganiac.) und *Acokanthera* (Apocynac.), *Uredo kampuluvensis* auf *Baphia* (Legum.) und *Combretum* (Combretac.) usw. Im ersteren Falle sind die Blätter zart, im zweiten derb, glatt und kahl, im letzten derb lederig und gleich behaart. Ferner weist Hennings darauf hin, dass die Sori sich auf zarten Blättern anders bilden, wie auf derben und dass ähnliche Soribildungen deshalb bei ganz verschiedenen Nährpflanzen und Uredineenarten auftreten können. Auch die Feuchtigkeit dürfte die Gestalt der Sori beeinflussen.

171. **Klebahn, H.** Kulturversuche mit Rostpilzen. (X. Bericht [1901], Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 17, 182.)

I. Drei *Melampsora*-Arten auf Weiden und Pappeln, die ihr Caeoma auf *Allium*-Arten bilden.

1. *Melampsora Allii-Fragilis* Kleb., Caeoma auf *Allium Cepa* L., *ascalonicum* L., *Schoenoprasum* L., *ursinum* L. und *vineale* L. Uredo- und Teleutosporen auf *Salix fragilis* L., *pentandra* L. und *fragilis* × *pentandra*.
2. *Melampsora Allii-Salicis albae* nov. nom. Syn. *M. Salicis albae* Kleb., nom. ad. int., Caeoma auf *Allium vineale, Schoenoprasum, ursinum, Porrum, Cepa*. Uredo auf *Salix alba, alba vitellina* und *alba argentea*.
3. *Melampsora Allii populina* n. sp., Caeoma auf *Allium ascalonicum*, Uredo auf *Populus nigra, canadensis* und *balsamifera*.

II. *Melampsora Galanthi-Fragilis* Kleb., Caeoma auf *Galanthus nivalis*, Uredo auf *Salix fragilis* L., *pentandra* L. und *fragilis* × *pentandra;* auf anderen Weidenarten anscheinend nicht.

III. Versuche mit den Weiden-Melampsoren, die ihr Caeoma auf *Ribes*-Arten bilden.

1. *Melampsora Ribesii-Viminalis* Kleb., Caeoma auf *Ribes alpinum*, Teleutosporen auf *Salix viminalis*.
2. *Melampsora Ribesii-Auritae* Kleb., Spermogonien auf *Ribes nigrum*, Caeoma kam nicht zur Reife, so dass eine Weiterführung der Versuche nicht möglich war.
3. *Melampsora-Ribesii Purpureae* Kleb., Caeoma auf *Ribes sanguineum, aureum, Grossularia;* Uredo auf *Salix purpurea, purpurea* × *viminalis* und *daphnoides*.

IV. Versuche mit *Melampsora Larici-epitea* und *Melampsora Larici-Daphnoidis*.

1. *Melampsora Larici-Daphnoidis* Kleb. Mittelst Teleutosporen von *Salix daphnoides* und *acutifolia* wurden *Larix*-Arten infiziert und die erhaltenen Caeoma-Sporen auf *Salix*-Arten ausgesät: Uredo auf *Salix daphnoides* und sehr reichlich auf *S. acutifolia*.
2. *Melampsora Larici-epitea* Kleb. Caeoma von *Larix*-Arten aus Teleutosporen von *Salix viminalis* erzielte Uredo reichlich auf *S. aurita* und *viminalis*, spärlicher auf *S. Caprea, cinerea, dasyclados*. Caeoma aus Teleutosporen von *Salix cinerea* erzielte Uredo auf *S. acutifolia, viminalis, cinerea* und *daphnoides*. *Melampsora Larici-*

Digitized by Google

Daphnoidis und *Larici-epitea* stehen offenbar in einem sehr engen verwandtschaftlichen Verhältnis.

V. Sonstige Versuche mit *Melampsora*-Arten der Weiden.
1. *Melampsora Larici Pentandrae* Kleb., Caeoma auf *Larix decidua*, Uredo stark auf *Salix pentandra*. Sporidien der *Melampsora* infizierten *Larix sibirica*.
2. *Melampsora Larici Capraearum* Kleb., *Larix occidentalis* infiziert.
3. *Melampsora Amygdalinae* Kleb., mit geringem Erfolge Caeoma auf *Salix amygdalina*.

VI. Versuche mit den *Melampsora*-Arten der Pappeln.
1. *Melampsora pinitorqua* Rostr., *Caeoma pinitorquum*, Uredo reichlich auf *Populus tremula* und *alba* × *tremula*, schwächer auf *alba*.
2. *Melampsora Larici-Tremulae* Kleb. Pilzmaterial von *Populus tremula* brachte in der Regel, aber nicht immer *Caeoma Chelidonii*, *C. Mercurialis* und *C. Laricis* hervor. *Caeoma Laricis* infizierte schwach *Populus balsamifera*.
3. *Melampsora Rostrupii* Wagner. *Caeoma Mercurialis* infizierte *Populus tremula* reichlich, *P. balsamifera*, *nigra*, *canadensis* und *italica* schwach.
4. *Melampsora Larici-populina* nov. nom. von *Populus nigra* und *P. canadensis* infizierte *P. balsamifera* reichlich, *P. italica* schwach.

VII. Versuche mit Nadelrosten der Kiefer.
1. *Coleosporium Pulsatillae* (Strauss) Lév. Aecidien (Peridermium Jaapii) auf den Nadeln von *Pinus silvestris*, Uredo auf der Unterseite der Blätter von *Pulsatilla vulgaris* und *pratensis*.
2. *Coleosporium Inulae* (Kze.) Fischer. Die Versuche bestätigen den von Ed. Fischer erbrachten Nachweis eines Zusammenhanges zwischen einem Nadelrost der Kiefer und *Coleosporium Inulae*. Durch Aussaat des *Peridermium* wurden *Inula salicina* und *Helenium* infiziert.

VIII. Rindenroste der Kiefer.
1. *Cronartium asclepiadeum*, *Cr. flaccidum* und *Cr. Nemesiae*. Die Versuche bestätigen die von Geneau de Lamarlière und Ed. Fischer behauptete Identität von *Cronartium asclepiadeum* und *Cr. flaccidum*. Durch Aussaat des Rindenrostes auf *Vincetoxicum officinale* und *Paeonia tenuifolia* reichliche Uredosporen. *Uredo Vincetoxici* infizierte *Paeonia peregrina*, *Uredo Paeoniae* das *Vincetoxicum officinale*. *Cronartium Nemesiae* Vestergren scheint ebenfalls identisch mit *Cr. asclepiadeum* zu sein, denn *Nemesia versicolor* wurde erfolgreich mit *Uredo Vincetoxici* infiziert.
2. *Peridermium Pini* (Willd.) Kleb. Aussaaten auf *Pedicularis palustris*, *Nemesia versicolor*, *Galium Cruciata*, *G. verum*, *G. Mollugo* und *Rhododendron ferrugineum* hatten keinen Erfolg.

IX. *Aecidium elatinum* Alb. et Schwein. Die Versuche bestätigen die Beobachtung von E. Fischer über den Zusammenhang von *Aecidium elatinum* mit *Melampsorella Cerastii*. Durch Aussaat der Aecidiosporen wurden auf *Stellaria media*, *St. nemorum*, *Cerastium triviale*, *Moehringia trinervia* und *Stellaria Holostea* Uredolager erzielt. *Melampsorella Cerastii* kann sich auch ohne Mitwirkung des Aecidiums erhalten und verbreiten, offenbar durch perennierendes Mycel und durch die Uredosporen.

X. *Chrysomyxa Ledi*. Durch Aussaat von Koniferen-Aecidien wurde auf

Digitized by Google

einem Blatte von *Ledum palustre* ein Uredolager erzielt; die Aecidien gehören demnach zu *Chrysomyxa Ledi*.

XI. *Aecidium Pastinacae* Rostr. Mit Aecidiosporen von *Aecidium Pastinacae* wurde *Scirpus maritimus* erfolgreich infiziert, eine Bestätigung der Vermutung Rostrups, dass *Aecidium Pastinacae* zu einem auf *Scirpus maritimus* lebenden *Uromyces* gehöre.

XII. *Puccinia Angelicae-Bistortae* Kleb. (syn. *Pucc. Cari-Bistortae* Kleb.). *Puccinia Cari-Bistortae* und *Pucc. Angelicae-Bistortae* sind identisch. *Angelica silvestris* und *Carum Carvi* wurden infiziert durch Aussaat von Puccinien auf *Polygonum Bistorta*, die teils aus *Aecidium Angelicae* gezogen waren, teils von einer Stelle stammten, wo *Pucc. Cari-Bistortae* gefunden worden war.

XIII. Rostpilze auf *Ribes* und *Carex*-Arten.

1. *Puccinia Pringsheimiana* Kleb. Teleutosporen auf *Carex stricta* L., aus Aecidien auf *Ribes Grossularia* infizierten *Ribes Grossularia* und *R. rubrum* sehr reichlich, *R. nigrum*, die sich früher als völlig immun erwiesen, ganz schwach. Rückübertragung auf *Carex caespitosa*.
2. *Puccinia Ribesii-Pseudocyperi* Kleb. *Ribes nigrum* stark, *R. rubrum* schwach, *R. Grossularia* gar nicht infiziert. Rückübertragung gelang nur auf *Carex Pseudocyperus*.
3. *Puccinia Ribis nigri-Paniculatae* Kleb. *Ribes nigrum* reichlich, *R. rubrum* und *R. Grossularia* schwach infiziert. Rückübertragung nur auf *Carex paniculata*.

XIV. *Puccinia perplexans* Plowr. Durch Aussaat eines auf *Ranunculus acer* gefundenen Aecidiums auf *Alopecurus pratensis* wurden reichliche Uredolager erzielt, demnach dessen Zugehörigkeit zu *Puccinia perplexans* bewiesen.

XV. *Puccinia Arrhenatheri* (Kleb.) Erikss. Durch Sporen des Hexenbesenrostes der Berberitze *Aecidium graveolens* Shuttlew. wurde *Arrhenatherum elatius* erfolgreich infiziert. Bestätigung der Angaben von Peyritsch und Eriksson.

XVI. Versuche mit *Phalaris-Puccinien*.

1. Versuche, *Puccinia Smilacearum-Digraphidis* Kleb. zu spezialisieren. Mit Material, das seit neun Jahren auf *Polygonatum multiflorum* kultiviert worden ist, wurde *Polygonatum* sehr stark, *Convallaria majalis* schwächer, aber noch so kräftig infiziert, dass eine wesentliche Abnahme des Infektionsvermögens gegenüber dieser Pflanze nicht bemerkbar ist.
2. *Puccinia* von Meckelfeld. Eine *Puccinia* von Meckelfeld bei Harburg, welche *Orchis*, *Platanthera* und *Convallaria majalis* reichlich, *Paris* und *Majanthemum* schwach infizierte und auf *Polygonatum* rote Flecke hervorbrachte, wurde durch Versuche als eine Mischung gekennzeichnet: a) *Puccinia Orchidearum-Phalaridis* Kleb. infizierte *Platanthera chlorantha* reichlich, die anderen Pflanzen nicht; b) eine *Puccinia*, die wahrscheinlich eine Form von *Pucc. Smilacearum-Digraphidis* ist, die in Spezialisierung in der Richtung auf *Pucc. Convallariae-Digraphidis* begriffen ist.

XVII. Versuche mit *Gymnosporangium*-Arten.

1. *Gymnosporangium clavariaeforme* (Jacq.) Rees. Sporen von einer kultivierten *Juniperus*-Art brachten auf *Crataegus Oxyacantha* L. und

Digitized by Google

Cr. monogyna Jacq. Spermogonien und Aecidien hervor; auf *Pirus communis* Spermogonien mit langsamer Weiterentwickelung zu kleinen Gallen, aber keine reifen Aecidien; auf *Sorbus aucuparia* nur Spermogonien.

2. *Gymnosporangium juniperinum* (Linn.) Fr. Durch Aussaat auf *Sorbus aucuparia* reichlich Aecidien erzielt.

172. **v. Tubeuf.** Kleinere Mitteilungen und Notizen. (Arb. d. Biol. Abt. f. Land- und Forstwirtsch. a. Kais. Gesundheitsamt, 1901, Bd. II, Heft 2, p. 364.)

Prunus Padus wurde ebenso wie im vergangenen Jahre erfolgreich durch *Aecidium strobilinum* infiziert, *Prunus serotina* ohne Erfolg. Junge Fichtentriebe durch Sporidien von *Thecopsora Padi* infiziert, zeigten verdickte gebräunte Rinde mit Längsrissen und an einer Stelle gut ausgebildete Aecidien von *Aecidium strobilinum*.

Nachweis, dass eine von Frank beschriebene Mycorrhiza nicht, wie angegeben, zu *Pinus Pinaster* gehört, sondern von einer Laubholzwurzel stammt.

Verf. betont, dass die Wirksamkeit der Kupferbrühen in jedem einzelnen Falle durch Versuche festgestellt werden muss; bisher sind unzweifelhafte Erfolge nur bei den durch Peronosporeen und Fusicladien verursachten Krankheiten, sowie bei der Schüttekrankheit der Kiefer erreicht worden, bei *Aecidium Grossulariae* und *Cronartium ribicolum* dagegen nicht.

Bei den Infektionsversuchen mit *Aecidium elatinum*, dem Urheber des Tannen-Hexenbesens, wurden *Stellaria nemorum*, *S. media*, *S. graminea* und *Cerastium semidecandrum* mit Erfolg infiziert.

178. **Bubák, Fr.** Infektionsversuche mit einigen Uredineen. (Vorl. Mitt.) Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 126.)

1. Durch Aussaat der Sporidien von *Puccinia Balsamitae* (Strauss) Rabh. auf den Blättern von *Tanacetum Balsamita* primäre Uredo mit Spermogonien. 2. Zu *Uromyces Scirpi* (Cast.) Lagerh. auf *Scirpus maritimus* gehören *Aecidium Berulae* m. auf *Berula angustifolia* und *A. carotinum* m. auf *Daucus Carota*. 3. *Puccinia Schneideri* Schröt. auf *Thymus*-Arten ist eine *Micropuccinia*, denn *Aecidium Thymi* Fckl. gehört zu *Puccinia Stipae* Opiz; durch Aussaat der Sporidien von *Puccinia Stipae* wurden Aecidien auf *Thymus humifusus*, *Chamaedrys* und *pannonicus* erzielt. 4. *Endophyllum Sedi* DC. von *Sedum acre* und *boloniense* ist ein *Aecidium*, das zu *Puccinia longissima* Schröt. auf *Koeleria*-Arten gehört.

174. **Magnus, P.** Über die auf Kompositen auftretenden Puccinien vom Typus der *Puccinia Hieracii* nebst einigen Andeutungen über den Zusammenhang ihrer spezifischen Entwickelung mit ihrer vertikalen Verbreitung. (Ber. d. Deutschen Botan. Ges., 1902, p. 458.)

Die früher unter dem Namen *Puccinia flosculosorum* zusammengefasste Gruppe besteht aus verschiedenen Arten mehrerer Sektionen:

Auteupuccinia: *P. Lampsanae*, *P. variabilis*, *P. Crepidis*, *P. Prenanthis* und *P. Cirsii lanceolati*. *Pucciniopsis*: *P. Tragopogonis*. *Micropuccinia*: *P. Arnicae scorpioides*. Von diesen kommen die Formen mit kompliziertem Generationswechsel, die Auteupuccinien, fast nur in der Ebene vor, die mit einfachem oder ohne Generationswechsel höher im Gebirge. Die kurze Vegetationszeit des Hochgebirges reicht nicht aus für den längere Zeit erfordernden Generationswechsel der Pilze.

175. **Magnus, P.** Weitere Mitteilungen über die auf Farnkräutern auftretenden Uredineen. (Bericht. d. Deutsch. bot. Ges., 1901, p. 578, m. Taf.)

Digitized by Google

Melampsorella Kriegeriana auf *Aspidium spinulosum*, Uredolager ähnlich denen von *Uredinopsis*; Uredosporen ohne Keimporen, mit warzigem Epispor, Teleutosporen vielfach geteilt, sofort keimfähig. *Melampsorella aspidiotus* auf *Phegopteris Dryopteris* und *M. Polypodii* auf *Cystopteris fragilis* werden zu einer neuen Gattung *Hyalopsora* zusammengefasst: Uredolager frei, nicht von einer Peridie umhüllt, Uredosporen mit Keimporen.

176. **Hiratsuka, N.** Notes on some *Melampsorae* of Japan III. Japanese Species of *Phacospora*. (Tokyo Botanical Magaz., XIV, 1900, n. 161, m. Taf., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 101.)

Da bei *Melampsora punctiformis* die einzelligen Teleutosporen in mehreren über einander liegenden Schichten gebildet werden, nahm Dietel Veranlassung, diese Arten von *Melampsora* zu trennen und sie zum Typus der neuen Gattung *Phacopsora* zu erheben. Für Japan wurde eine weitere Art der Gattung nachgewiesen; Verf. fügt nun eine dritte Art hinzu und gibt ausführliche Bemerkungen über den Bau der beiden japanischen Vertreter.

Phacospora Ampelopsidis Diet. et Syd. kommt vor auf *Ampelopsis heterophylla*, *Parthenocissus tricuspidata*, *Vitis Coignetiae*, *V. flexuosa* und *V. vinifera*. *Ph. Ehretiae* (Barcl.) Hirats. wurde auf *Ehretia acuminata* gefunden. Die von Barclay zuerst im Himalaya entdeckte Art kommt dort im Uredostadium auf derselben Pflanze vor und war bisher nicht im Teleutosporenstadium bekannt.

177. **Arthur, J. C.** New species of *Uredineae* II. (Bull. of the Torrey Bot. Club, XXIX, 227, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 66.)

Uromyces Riekerianus auf *Rumex Geyeri* (Meisn.) Trel.; *U. rottboelliana* auf *Rottboellia speciosa* Hack.; *Puccinia tosta* auf *Sporobolus cuspidatus*; *P. tosta* var. *luxurians* auf *Sporobolus airoides* Tan.; *P. aspera* Dietel and Holway auf *Saxifraga mertensiana* Bong.; *P. turrita* auf *Saxifraga bronchialis*; *P. Adenostegiae* auf *Adenostegia pilosa* (A. Gray) Greene; *Uredo Panici* auf *Panicum amarum* Ell.; *U. Cephalanthi* auf *Cephalanthus occidentalis* L.

178. **Freeman, E. M.** A Preliminary List of Minnesota *Uredineae*. (Minnesota Bot. Stud., 2 ser., part V, Minneapolis, 1901, S. 537—560, Taf. 82.)

Als Schädiger der Kulturpflanzen kommen in Betracht: *Coleosporium Sonchi-arvensis* auf *Aster*, *Melampsora populina* auf *Populus*, *M. Salicis-capreae* auf *Salix*, *Calyptospora Goeppertiana* auf der Preisselbeere, *Uromyces Fabae* auf *Vicia* und *Lathyrus*, *U. albus* auf *Vicia*, *U. Trifolii* auf *Trifolium*, *U. Polygoni* auf *Polygonum*, *U. caryophyllinus* auf *Dianthus Caryophyllus*, *Puccinia Rhamni* und *poculiformis* auf Hafer, *P. Rubigo-vera* auf Weizen und Gerste, *P. Grossulariae* auf der Johannisbeere, *P. Sorghi* auf Mais und *Sorghum*, *P. Asteris* auf *Aster*, *Gymnosporangium globosum*, *nidus-avis* und *Juniperi-virginianae* auf *Juniperus virginiana*, *G. clavariaeforme* auf *J. communis*, *Phragmidium speciosum* und *subcorticium* auf *Rosa*, *Aecidium Fraxini* auf *Fraxinus americana*, *Peridermium balsameum* auf *Abies balsamea*, *P. abietinum* auf *Picea mariana*.

179. **Sydow, H.** et **Sydow, P.** *Uredineae* aliquot novae boreali-americanae. (Hedwigia, 1901, Beibl., p. 125.)

Beschreibung neuer parasitischer Pilze aus Nordamerika: *Uromyces Nothoscordi* auf *Nothoscordon striatum*, *Puccinia Houstoniae* auf *Houstonia angustifolia*, *P. Longiana* auf *Ruellia tuberosa*, *P. Marianae* auf *Chrysopsis marianae*, *P. Pinaropappi* auf *Pinaropappus roseus*, *Ravenelia Longiana* auf *Cassia Roemeriana*, *Uredo Hibisci* auf *Hibiscus syriacus*, *Uredo floridana* auf *Mentzelia floridana*. *Aecidium Tracyanum auf Ruellia*, *A. Borrichiae* auf *Borrichia frutescens*, sämtlich auf Blättern schmarotzend.

Digitized by Google

180. **Dietel, P.** *Uredineae* japonicae II. (Engl. Jahrb., Bd. XXVIII, p. 281, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 504, Bd. VIII.)

Feststellung einer Anzahl weit verbreiteter Arten, wie *Puccinia Phragmitis*, *P. Violae*, *Phragmidium subcorticium* u. a. und Beschreibung neuer Arten. *Uromyces aberrans* auf Blättern und Stengeln von *Desmodium podocarpum* var. *latifolium*, mit eigenartiger Fruchtbildung, die Verf. Pseudoaecidium nennt, die Sporen werden dabei nicht reihenweise gebildet, sondern einzeln an der Spitze unregelmässiger dicker Hyphen. *Uromyces Tulipae* auf den Blättern von *Tulipa edulis*, *Puccinia japonica* auf *Anemone flaccida*, *P. exhausta* auf *Clematis heracleifolia* var. *stans*, *P. nipponica* auf den Blättern von *Salvia nipponica*, *P. Lactucae* auf *Lactuca*-Arten, *P. Majanthemi* auf den Blättern von *Majanthemum bifolium*, *Pucciniastrum Coriariae* in den Blättern von *Coriaria japonica*, *Coleosporium Clematidis apiifoliae* in den Blättern von *Clematis apiifolia*, *C. Phellodendri* in den Blättern von *Phellodendron amurense*, *Chrysomyxa expansa* in den Blättern von *Rhododendron Metternichii* u. a.

181. **Lindroth, J. L.** *Uredineae* novae. (Meddel. fr. Stockholms Högskolas bot. Inst., Bd. IV, 1901, 8 p., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 812, Bd. VIII.)

Diagnosen neuer Rostpilzarten aus verschiedenen Ländern: *Aecidium Thysselini* auf *Thysselinum palustre* (Teleutosporen wahrscheinlich auf *Carex*), *Aecidium Selini* auf *Selinum lineare* (Uredo- und Teleutosporen auf *Polygonum viviparum*), *Caeoma Arracacharum* auf *Arracacha*, *Uredo mediterranea* auf *Crucianella maritima*. *Uromyces Hippomarathri* auf *Hippomarathrum crispum* var., *Puccinia marylandica* auf *Sanicula marylandica*, *P. Prescotti* auf *Chaerophyllum Prescotti*, *P. auloderma* auf *Peucedanum parisiense*, *P. Libanotidis* auf *Libanotis montana* und *sibirica*, *P. Cervariae* auf *Peucedanum Cervaria*, *P. elliptica* auf *Ferula longifolia*, *P. isoderma* auf *Conopodium denudatum*, *P. Svendseni* auf *Anthriscus silvestris*, *P. altensis* auf *Conioselinum tataricum*, *P. Seymourii* auf *Cymopterum bipinnatum*, *P. Prionosciadium* auf *Prionosciadium Watsoni*, *P. psoroderma* auf *Peucedanum decursivum*, *P. Accarachae* Lagerh. et Lind. auf *Accaracha*, *P. Cnidii* auf *Cnidium orientale*, *P. monospora* auf *Crucianella glomerata* var. *lasiantha*, *P. troglodytes* auf *Galium triflorum*, *P. chondroderma* auf *Galium Aparine*, *P. spilogena* auf *Asperula molluginoides*, *P. Lagerheimii* auf *Galium silvestre*, *P. pallidefaciens* auf *Galium boreale*, *P. pulvillulata* auf *Pimpinella Olivieri*, *Aecidium Tranzschelianum* auf *Geranium sanguineum*, *A. Leptotaeniae* auf *Leptotaenia multifida*, *Puccinia dictyoderma* auf *Smyrnium perfoliatum*.

182. **Lindroth, J. J.** Mykologische Notizen. (Botaniska Notiser, 1900, p. 241, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 501, Bd. VIII.)

1. *Aecidium sanguinolentum* n. sp. auf *Geranium silvaticum*, *G. palustre*, *G. pratense* in Russland und Finnland, *G. maculatum* in Nordamerika gehört vermutlich zu einem heteröcischen Rostpilze, der seine Uredo- und Teleutosporenform vielleicht auf Gramineen oder Cyperaceen ausbildet. Die Aecidien stehen auf grossen, intensiv blut- bis purpurroten Flecken. 2. *Cronartium Pedicularis* n. sp., Teleutosporen auf *Pedicularis palustris* L. in Finnland, Karelia olonetsensis Kalojoki, in der Form von *Cronartium Nemesiae* Vestergr. verschieden. 3. *Puccinia (Auteupuccinia) Crepidis sibiricae* n. sp. in Osteuropa, vielleicht auch in Asien ziemlich verbreitet. 4. *Aecidium Sceptri* n. sp. auf *Pedicularis Sceptrum Carolinum* Hypertrophien hervorrufend, in Finnland. Gehört wahrscheinlich zu einer *Puccinia* auf *Carex flava*. 5. *Puccinia Lysimachiae* Karst. ist zu streichen, weil synonym mit *Puccinia Polygoni amphibii* Pers.

183. **Lindroth, F. J.** Mykologische Mitteilungen. (Acta Societatis pro

Digitized by Google

Fauna et Flora Fennica, T. XX, No. 9, 1901, m. Taf., cit. Centralbl. f, Bakt., 1902, Bd. IX, p. 845.)

1. Über einige Compositen bewohnende Pilze. 2. und 3. Beschreibung von zwei neuen Pilzen: *Uromyces Mulgedii* Lindr. auf *Mulgedium tataricum* und *Aecidium lactucinum* Lagerh. et Lindr. auf *Lactuca muralis*. 4. Einige Angaben über die geographische Verbreitung und morphologische Eigentümlichkeiten der *Puccinia Kamtschatkae* Anders. auf *Rosa macrophylla*, einer Mittelform zwischen *Phragmidium*, *Uropyxis* und *Puccinia*.

184. **Hennings, P.** Einige neue japanische Uredineen. (Hedwigia, 1901, Beih., p. 25.)

Als neue Arten werden aufgeführt: *Coleosporium Nanbuanum* auf *Elaeagnus umbellata*, *C. Horianum* auf *Codonopsis lanceolata*, *Puccinia Horiana* auf *Chrysanthemum chinense*, *P. Chrysanthemi chinensis* auf derselben Nährpflanze, *P. Nishidana* auf *Cirsium apicatum*, *P. Nanbuana* auf *Peucedanum decursivum*.

185. **Mayor, E.** Contribution à l'étude des Urédinées de la Suisse. (Bull. de la soc. Neuchâteloise des sciences natur., T. XXIX, 1900, p. 67, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. LXXXIX, p. 496.)

Beschreibung von drei Uredineen: *Puccinia pileata* n. sp. auf *Epilobium spicatum* Lamb., *Puccinia Scillae* und *P. Dubyi* Müller-Arg. auf *Androsace lactea*.

186. **Jacky, E.** Beitrag zur Kenntnis der Rostpilze. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 796, 841.)

Puccinia Bardanae Corda scheint auf *Lappa minor* spezialisiert zu sein und ist nicht imstande, auf *Cirsium rivulare*, *C. lanceolatum*, *C. eriophorum*, *C. arvense* und *Taraxacum officinale* zu leben. *Puccinia Cirsii lanceolati* Schröt. von *Cirsium lanceolatum* kann in geringerem Grade auch *Cirsium eriophorum* befallen, *Puccinia Eriophori* scheint vollständig auf *Cirsium eriophorum* spezialisiert zu sein. *Puccinia Violae* (Schum.) DC. ist eine Auteupuccinia, die alle Sporenformen auf derselben Nährpflanze, *Viola odorata*, entwickelt. *Puccinia Helianthi* Schw. ist eine Auteupuccinia, die Pykniden, Aecidien, Uredo- und Teleutosporen auf derselben Nährpflanze erzeugt; sie kann ausser auf *Helianthus annuus* auch auf *H. cucumerifolius* und *H. californicus* leben, dagegen anscheinend nicht auf *H. tuberosus*, *H. Maximiliani*, *H. multiflorus*, *H. scaberrimus* und *H. rigidus*. Sie ist nicht identisch mit *Puccinia Helianthorum* Schw. *Puccinia Prenanthis* (Pers.) Lindr. auf *Lactuca muralis* ist auf diese Nährpflanze spezialisiert und geht nicht auf *Prenanthes purpurea* über.

187. **Fischer, E.** Fortsetzung der entwickelungsgeschichtlichen Untersuchungen über Rostpilze. (Ber. d. schweiz. bot. Ges., Heft X, 1900, und Heft XI, 1901, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 244.)

Puccinia obtusata Otth. war von Fischer als Teleutosporenform eines Aecidiums auf *Ligustrum vulgare* nachgewiesen worden. Verf. prüfte seine ersten Untersuchungen nochmals und kommt dabei zu dem Schluss, dass *Puccinia obtusata* nur auf *Phragmites* vorkommt und mit keiner anderen Art auf dieser Nährpflanze identisch ist; die Aecidien finden sich nur auf *Ligustrum*. — Die Versuche Klebahns, wonach *Pucciniastrum Epilobii* die Aecidien auf der Weisstanne bildet, werden bestätigt, ebenso dass dies Aecidium nicht identisch mit *Aecidium elatinum* ist. Zum weiteren Beweise der Identität von *Cronartium flaccidum* und *asclepiadeum* wurden Aussaaten der Uredosporen von *Vincetoxicum* auf *Paeonia* gemacht. Da die Übertragungen gelangen, so dürfte kein Zweifel mehr sein, dass beide Arten identisch sind. — Durch Aussaatversuche wurde gezeigt, dass *Aecidium Actaeae* zu einer Puccinia auf *Triticum caninum* gehört.

Digitized by Google

Verf. gibt ihr den Namen *Puccinia Actaeae-Agropyri*. — Eine auf *Carex hirta* auftretende Puccinia ergab auf *Urtica dioica* Aecidien. — Die Teleutosporen von *Puccinia Buxi* infizierten *Buxus*. Die Entwickelung der Teleutosporenlager geht sehr langsam vor sich und ist vom Verf. genauer verfolgt worden. Er unterscheidet drei Typen von Leptopuccinien: a) solche mit zweierlei Teleutosporen, festsitzenden, sofort keimenden und abfälligen, überwinternden (*P. Veronicarum*); b) solche mit gleichartigen, im Laufe des Jahres sich mehrmals entwickelnden Teleutosporen (*P. Malvacearum*); c) solche mit gleichartigen, nur einmal im Jahre sich bildenden Teleutosporen (*P. Buxi*).

188. **Eriksson, J.** Über die Spezialisierung des Getreideschwarzrostes in Schweden und in anderen Ländern. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 590, 654.)

Am Schlusse seiner Untersuchungen über die Formenbildung des Getreideschwarzrostes bemerkt Verf., dass die Frage von der Spezialisierung des Parasitismus in ein neues Stadium getreten sei. Der Trieb des Schmarotzers, neue Formen zu produzieren, erweise sich als durch die umgebenden Verhältnisse (die vegetative Unterlage und das Klima), unter denen der Parasit lebt, in eine bestimmte Richtung geleitet. Wo eine gewisse Nährpflanzenspezies reichlich vorkommt und wo zugleich die klimatischen Verhältnisse dem Pilze günstig sind, da erreicht dieser grössere Vollkommenheit. Die Überlegenheit äussert sich nicht nur durch eine im ganzen höhere Vitalität, sondern auch durch grössere systematische Festigkeit — die Form wird „scharf fixiert" — und durch eine überlegene Fähigkeit, auf früher unberührten Grasarten sich anzusiedeln und zu verbreiten. Sind aber in einem bestimmten Gebiete die Nährpflanzen nur spärlich vertreten und befindet sich die Pilzform überdies an der Grenze ihrer natürlichen Verbreitungszone, dann wird die Entwickelung derselben geschwächt. Die Form zeigt geringere Selbständigkeit, ist „nicht scharf fixiert" und vermag nur in beschränktem Masse neue Wirtspflanzen zu erwerben.

Die in einem Lande gewonnenen Erfahrungen über die Spezialisierung lassen sich nicht ohne weiteres auf alle Länder übertragen, besonders wenn die Länder weit voneinander entfernt sind. Daher erklären sich die Widersprüche, die sich bei den Untersuchungen verschiedener Forscher über denselben Gegenstand gezeigt haben. Die Landwirte und die Forscher jeden Landes sollten in erster Linie den im eigenen Lande gemachten Erfahrungen vertrauen.

189. **Eriksson, J.** Fortgesetzte Studien über die Hexenbesenbildung bei der gewöhnlichen Berberitze. (Cohns Beiträge zur Biol. d. Pfl., VIII, 1901, p. 111, mit Taf. 6—8.)

Wurden Berberitzen mit *Aecidium graveolens* geimpft, so führte dies zur Bildung von Hexenbesen. Während Blattinfektionen naturgemäss im selben Jahre in die Erscheinung treten, kommen Hexenbesen erst nach einem Jahr und noch später zur Beobachtung. Es seien hier nur die Resultate der Arbeit genannt.

Puccinia Arrhenatheri auf *Avena elatior* kann Berberitze infizieren (Hexenbesenrost, *Aec. graveolens*). — Die Inkubationsdauer ist gewöhnlich einjährig, selten treten bald nach der Infektion einige Pykniden und kümmerliche Aecidien an den Blättern auf. — Die natürlichste Eintrittsstelle des Pilzes ist die Zentralknospe der zarten Blattrosette, welche sich im Mai bei der Berberitze finden. Dabei ist es nicht ausgeschlossen, dass auch von entwickelten Blättern der Rosette eine Infektion erfolgen kann.

Digitized by Google

Die Entstehung der Hexenbesen ist nicht so aufzufassen, als ob durch die Einwanderung des Pilzes die befallenen Gewebepartien in ihrer Entwickelung unterdrückt würden, sondern vielmehr so, dass diese dadurch zu einer abnorm schnellen und kräftigen Höhe des Wachstums und der Verzweigung gereizt werden. Lange bleibt jedoch die anfängliche Überlegenheit dieser Teile nicht bestehen. Es tritt recht bald ein Zustand der Schwäche ein, der das Organ gegen die Winterkälte weniger widerstandsfähig macht und einzelne Teile desselben zu einem vorzeitigen Tode führt.

190. **Marshall Ward, H.** On pure cultures of a Uredine, *Puccinia dispersa* (Eriks.). With 2 fig. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 161, 242.)

Im Verlaufe seiner ausgedehnten Untersuchungen über die Beziehungen zwischen Nährpflanze und Parasit bei *Bromus*-Arten und *Puccinia dispersa*, gelang es Verf., eine einfache Methode ausfindig zu machen, durch welche Reinkulturen zu erhalten sind. Die vorläufigen Versuche mit mineralischen Nährlösungen, um festzustellen, ob bei dem Fehlen irgend eines wichtigen mineralischen Nährstoffes im Boden Infektion und Inkubation normal vor sich gehen, ergaben, dass Verschiedenheiten in der Zusammensetzung der Nährstoffe die Entwickelung des Mycels und der Sporen in dem Masse beeinflussen, als sie auf die Wirtspflanze wirken.

191. **Müller, Fritz.** Beiträge zur Kenntnis der Grasroste. (Beih. z. Bot. Centralbl., 1901, Bd. X, p. 181.)

Puccinia dispersa entwickelt ihre Uredo- und Teleutosporen auf verschiedenen *Bromus*-Arten, die Aecidien auf *Symphytum officinale* und *Pulmonaria montana*. Verf. bezeichnet sie als *P. Symphyti Bromorum*. Betreffs der vom Verf. in der Schweiz beobachteten Formae speciales der *Puccinia graminis* wird mitgeteilt: Die f. sp. *Agrostidis* und *Avenae* Eriksson liessen sich auf *Agrostis vulgaris* bezw. *Dactylis glomerata* wiederfinden. Ausserdem werden noch neue weitere formae speciales beschrieben, über deren Wirtspflanze sich Verf. aber nur auf Grund seiner Beobachtungen in der Natur ausspricht, ohne sich auf Experimente stützen zu können. — *Brachypodium pinnatum*, *Briza media*, *Melica ciliata*, *Setaria viridis*, *Koeleria cristata* var. *gracilis* sind gegen sämtliche beobachtete Rassen immun und werden vielleicht niemals von *P. graminis* befallen.

192. **Krüger, Friedr.** Der Spargelrost und die Spargelfliege und ihre Bekämpfung. (Kaiserl. Gesundheitsamt, Biol. Abt. f. Land- u. Forstwirtschaft, 1901, Flugbl. No. 12, 4 S., 7 Fig., 5 pp.)

Eine ihren Zweck — populäre Belehrung — gut erfüllende, das Bekannte zusammenfassende Darstellung.

193. **Arthur, J. C.** The *Asparagus* Rust. (18 th Annual Report of the Indiana Agricultural Experiment Station for 1899—1900, S. 10—14, Febr. 1901.)

Der Spargelrost, *Puccinia Asparagi* DC., ist erst in neuerer Zeit von Europa nach Amerika vorgedrungen. Die verschiedenen Sorten verhalten sich dem Rost gegenüber in verschiedenem Grade widerstandsfähig.

194. **Sheldon, J. L.** Preliminary Studies on the Rusts of the *Asparagus* and the Carnation; Parasitism of *Darluca*. (Science, N. S., XVI, 1902, p. 285, cit. Bot. Centralbl., XC, p. 881.)

Bei Infektionsversuchen mit *Puccinia Asparagi* DC. und *Uromyces caryophyllinus* (Sch.) Schroet. schwankte die Inkubationszeit zwischen acht und achtzehn Tagen. Niedrigere Temperaturen und geringere Sonnenscheindauer und -Stärke verzögerten den Ausbruch der Krankheit. Kräftige Pflanzen

Digitized by Google

liessen sich leichter infizieren, als kümmerliche. Die Ähnlichkeit von *Puccinia Asparagi* mit dem Zwiebelrost *P. Porri*, spricht, im Verein mit den Versuchsergebnissen, für die Identität der beiden Roste. Der Nelkenrost ist auf der Pflanze lokalisiert. Gewisse Nelkenvarietäten sind immun gegen den Rost. Versuche mit *Darluca filum* Cast., für parasitär auf dem Nelkenrost gehalten, machten den Parasitismus des Pilzes auf Spargel wahrscheinlich.

195. **Arthur, J. C.** *Chrysanthemum* Rust. Purdue University. Indiana Agricultural Experiment Station. (Bulletin No. 85, vol. X, October 1900, p. 148—150, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 99.)

Die vom November 1899 bis zum Sommer 1900 vom Verf. ausgeführten Untersuchungen erstrecken sich hauptsächlich auf Infektionen, durch welche der Nachweis geliefert wurde, dass der Chrysanthemumrost mit keiner der auf wildwachsenden Compositen verbreiteten Rostarten identisch ist. Keinen Erfolg ergaben Impfungen von *Puccinia Chrysanthemi* auf *Taraxacum officinale*, *Lappa major* und *Chrysanthemum Leucanthemum*, während durch Übertragungen des Rostes von Chrysanthemum zu Chrysanthemum stets positive Resultate erzielt wurden. Einen negativen Erfolg ergab auch eine Impfung von *Puccinia Taraxaci* auf *Chrysanthemum indicum*, während derselbe Pilz, auf *Taraxacum officinale* geimpft, neue Uredolager erzeugte. — Teleutosporen konnte Verf. nicht auffinden und er bezweifelt, dass Massee sowohl als auch Roze, welche Teleutosporen des Chrysanthemumrostes beschrieben und abgebildet haben, je wirklich Teleutosporen vor sich gehabt hatten.

196. **Lopriore, G.** Ruggine dei crisantemi. (S.-A. aus „Nuova Rassegna", Catania, 1901, 8 pag.)

In Steglitz bei Berlin beobachtete Verf. auf mehreren *Chrysanthemum*-Varietäten, dass die Blätter von Rost befallen worden waren. Die verschiedenen Spielarten zeigten eine verschiedengradige Infektion.

Die Uredoform erwies sich ob der Verteilung der Uredosporen tragenden Sori, und ob des Polymorphismus der Sporen als ganz charakteristisch. Die Pilzart wurde mit *Puccinia Chrysanthemi* Roze identifiziert. Solla.

197. **Arthur, J. C. and Holway, E. W. D.** Violet Rusts of North America. (Minnesota Bot. Stud., 2. ser., part V, Minneapolis, 1901, S. 681—641, Taf. 47.)

Aecidium pedatatum (Schw.) nom. nov. = *Caeoma pedatatum* Schw. 1834 = *Aec. Petersii* B. et C., *Puccinia Violae* (Schum.) DC. und *P. effusa* D. et H. Vier weitere europäische Veilchenroste sind in Amerika bisher nicht gefunden worden.

198. **Montemartini, L.** *Uredo aurantiaca* n. sp. (Atti Istit. botan. Pavia, 1902, vol. VIII.)

Ein neuer Schmarotzer der Orchideen. Vgl. das Ref. in der Abt. für Pilze. Solla.

199. **Hennings, P.** Beobachtungen über das verschiedene Auftreten von *Cronartium ribicola* Dietr. auf verschiedenen *Ribes*-Arten. (Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, p. 129.)

Im Sommer 1901 wurden die neu gepflanzten *Ribes*-Sträucher im botanischen Garten zu Dahlem z. T. sehr stark von *Cronartium ribicola* befallen. Die Ausbildung und Verbreitung des Pilzes wurde anscheinend durch das häufige Spritzen der Sträucher gefördert. Form und Farbe der durch den Pilz verursachten Blattflecke, Form und Grösse der Pilzhäufchen und der Teleutosporensäulchen waren, je nach der Beschaffenheit der Blätter, merkwürdig verschieden. Die derblederartigen Blätter von *Ribes nigrum*, *R. bracte-*

Digitized by Google

osum und *R. rubrum* zeigten oft die ganze Unterseite von Pilzlagern bedeckt, während die dünnhäutigen Blätter von *R. americanum* nur zerstreute Flecke aufwiesen. Die unterseits starkfilzigen Blätter von *R. sanguineum* waren dem Wachstum des Pilzes wenig förderlich, desto mehr die fast kahle Blattunterseite und ziemlich stark entwickelte Blattsubstanz von *R. Gordonianum*. Die Entwickelung und das Auftreten des Pilzes und die angeführten Verschiedenheiten sind einzig auf die physikalische und chemische Beschaffenheit des betreffenden Substrates zurückzuführen.

200. **Bubák, F.** Über die Puccinien vom Typus der *Puccinia Anemones virginianae* Schwein. (Sitzungsber. d. k. böhm. Ges. d. Wissensch. in Prag, 1901, Febr., mit Taf., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 245.)

Verf. revidierte die bekannte Art *Puccinia Anemones virginianae* und die nächsten Verwandten. Er fand dabei, dass die amerikanischen und europäischen Exemplare zu Unrecht in dieselbe Art vereinigt werden und beschränkt die Art *Puccinia Anemones virginianae* Schwein. auf die in Amerika auf *Anemone virginiana* und *cylindrica* vorkommenden Pilze. Dagegen fasst er die auf europäischen Pulsatillen gefundenen Uredineen als *Puccinia de Baryana* Thümen zusammen. Davon unterscheidet er 4 biologische Formen a) *genuina*, auf *Pulsatilla patens* var. *Nuttaliana* und *Anemone silvestris*. b) *Pulsatillorum*, auf *P. vulgaris* und *pratensis*, c) *atragenicola*, auf *Atragene alpina* und d) *concortica*, auf *P. alpina* und *sulphurea*. Als verwandte Arten reihen sich an: *P. rhytismoides* Johans. auf *Thalictrum alpinum* und *P. gigantispora* Bubák n. sp. auf *P. patens* var. *Nuttalliana*.

201. **Dumée, P. et Maire, R.** Remarques sur les urédospores de *Puccinia Pruni* Pers. (Bull. de la soc. myc. de France, 1901, p. 308, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 858.)

Puccinia Pruni weist in demselben Sorus zwei verschiedene Arten von Uredosporen auf: die gewöhnlichen dünnwandigen und ausserdem eiförmige, am Scheitel stark verdickte Sporen, die fast wie Teleutosporen aussehen, der Untersuchung nach aber doch als Uredosporen anzusprechen sind.

202. v. **Tubeuf.** Infektionsversuche mit Uredineen der Weisstanne. (Vorl. Mitt.) (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 241.)

Pucciniastrum Abieti-Chamaeneri auf *Epilobium angustifolium* und *Dodonei* durch Infektion mit einem Tannen-Aecidium, das dem *A. columnare* nahe steht. *Melampsorella Abieti-Caprearum* auf *Salix Caprea* durch *Caeoma Abietis pectinatae*. *Stellaria media* erfolgreich durch das Hexenbesen-Aecidium infiziert.

208. **Fischer, E.** Die Rostkrankheiten der forstlich wichtigsten Nadelhölzer nach dem heutigen Stande unserer Kenntnisse. (Schweizerisch. Zeitschr. f. Forstwesen, 1900, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 98.)

Die Rostkrankheiten der forstlich wichtigen Nadelhölzer behandelt Verf. hauptsächlich zu dem Zwecke, dass die Forstleute auf diese Krankheitserreger aufmerksam werden und Beobachtungen über sie anstellen.

204. **Fischer, E.** *Aecidium elatinum* Alb. et Schw., der Urheber des Weisstannen-Hexenbesens und seine Uredo- und Teleutosporenform. (Zweite Mitt.) (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 198, m. 2 Taf.)

Vorliegende Mitteilung bringt ergänzende und bestätigende Beobachtungen zu dem vom Verf. in Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1901, p. 321 geführten Nachweis, dass *Aecidium elatinum* zu *Melampsorella Caryophyllacearum* gehört. Fortgesetzte Kulturversuche ergaben mit Sicherheit, dass überall da, wo an einer Zweiganschwellung (Krebsbeule) eine Knospe angelegt wird, diese sich im nächst-

Digitized by Google

folgenden Jahre zu einem Triebe entwickelt, welcher alle für die Hexenbesenzweige charakteristischen Eigentümlichkeiten zeigt, insbesondere die allseitig abstehenden, an ihrer Unterseite Aecidien tragenden Blätter. Die Entstehung der Hexenbesen gestaltet sich also folgendermassen. Im Mai: Infektion der Achse der in Entwickelung begriffenen Knospen. Im Spätsommer und Herbst: allmähliches Sichtbarwerden von Anschwellungen an den infizierten Trieben. An den angeschwollenen Stellen sind oft Knospen sichtbar. Im April bis Juni des folgenden Jahres: Entwickelung dieser Knospen zu einfachen allseitig beblätterten Trieben und Ausbildung von Pykniden und Aecidien an der Unterseite der Blätter. In den folgenden Jahren durch weitere Verästelung der Triebe allmähliche Ausbildung zu dichtverzweigten Hexenbesen.

g) Hymenomycetes.

205. **Hennings, P.** Über Pilzabnormitäten. (Sonderabdruck aus Hedwigia, 40. Bd., 1901.)

Manche der Missbildungen, die hauptsächlich durch abnorme Verhältnisse (Licht- und Luftmangel, reichlichen Regen) bedingt sind, haben schon zu unberechtigter Aufstellung besonderer Genera: *Ceratophora* Humb., *Acurtis* Fr., *Stylobates* Fr., *Poroptyche* Beck, *Ptilotus* Kalchbr., *Phyllodontia* Karst., Veranlassung gegeben.

206. **Tubeuf, C. v.** Beitrag zur Kenntnis des Hausschwammes, *Merulius lacrymans*. (Centralbl. f. Bakt., 1902, IX. Bd., p. 127, m. 1 Fig.)

Verf. bespricht zunächst die früher erschienenen Arbeiten verschiedener Autoren über den Hausschwamm und berichtet dann über seine Versuche, die dem Hausschwamm dienlichen Nährstoffquellen festzustellen. Die Nährstoffe wurden in Form gelöster Salze gegeben; als Kohlenstoffquelle dienten Gelatine und Rohrzucker, Filtrierpapier, Hobelspäne von Kiefernholz und Verbandwatte. Das Mycel gedieh am besten auf schwedischem Filtrierpapier. Auffallend ist das Erscheinen gelber Hyphen in dem völlig weissen Mycel, die nur unter besonderen Bedingungen aufzutreten scheinen und teils gekörntes Plasma enthalten, teils eine dichte, homogene, intensiv gelbe Inhaltsmasse, die sich als ein gelbgefärbtes Fett erwies, welches gleichmässig, aber nicht in Tropfen auftritt, aber tropfenförmig ausgeschieden werden kann. Bei frühzeitiger Erschöpfung des Nährbodens bilden sich an den im übrigen kollabierenden Lufthyphen Gemmen, die bei der Aussaat alsbald keimten und normales, schnallenbildendes Mycel erzeugten. Andere Sporen oder Conidien wurden nicht gefunden. Bei den Versuchen zur Bestimmung der höchsten und niedrigsten Temperaturgrenze für das Wachstum des Pilzes starben Schwammkulturen auf Holzstücken und eine Agarkultur bei mehrtägigem Aufenthalt im Thermostaten bei 80—88° C. ab. Gelatinekulturen waren nach 17 bis 24 Stunden trotz Verflüssigung der Gelatine noch lebend. Im Eisschrank zeigten Gelatinekulturen bei — 4—6° C. noch langsames Wachstum. Von den der Einwirkung des Pilzes ausgesetzten Hölzern wurde Birkenholz, Faulbaum und Erle, ausser den Nadelhölzern, vollständig zerstört. Infektionen bei lebenden Topfbäumchen gelangen nicht, vermutlich weil der Hausschwamm in lebenden Stämmen nicht seine vollen Existenzbedingungen findet, ihm die Luft im Innern eines lebenden Stammes fehlt und ihm ausserdem die Fähigkeit abgeht, das Parenchym zu töten und seines Stickstoffgehaltes zu berauben. Daher auch sein seltenes Vorkommen im Walde. Gegen das bei Imprägnierungsver-

Digitized by Google

fahren als Pilzmittel viel verwendete Kupfervitriol ist der Hausschwamm wenig empfindlich; der Kalkgehalt der Bordelaiserbrühe ist ihm schädlich. Eine Bekämpfung mit Formaldehyd ist wenig zu empfehlen.

207. **Marpmann, G.** Über Leben, Natur und Nachweis des Hausschwammes und ähnlicher Pilze auf biologischem und mikroskopisch-mikrochemischem Wege. (Centralbl. f. Bakt. usw., 2. Abt., 1902, No. 22, S. 775.)

Der Hausschwamm *(Merulius lacrymans)* durchdringt bei hinreichender Feuchtigkeit alle erreichbaren Holzteile und verbreitet die Feuchtigkeit auf weite Strecken, so dass er eine schnelle Zerstörung der Holzfaser herbeiführt. Die Ausscheidung des Wassers in Tränenform ist sehr ergiebig. Er kann seine Nahrung ausschliesslich dem Holze entnehmen und entwickelt sich um so kräftiger, je mehr Eiweissstoffe im Holze vorhanden sind; daher werden die Markstrahlen am ersten zerstört. Das Holz wird unter Substanzverlust braun gefärbt, schwindet und fällt zusammen. Das lebende Mycel entwickelt einen angenehmen Geruch, der aber, sowie der Pilz abzusterben beginnt, was sofort nach Entwickelung grösserer Rasen geschieht, höchst unangenehm wird. Luftströmung trocknet die Mycelien aus. Die Sporenbildung findet nur am Lichte statt; auf der faltig grubigen Oberfläche des Fruchtlagers entwickeln sich die keulenförmig angeschwollenen Basidien, die an farblosen Sterigmen vier bräunliche Sporen von $5 \times 10\ \mu$ tragen. Durch das Mikroskop lässt sich die Anwesenheit von Mycel in krankem Holze leicht feststellen, und durch mikrochemische Reaktionen (Jodol + verdünnte HCl oder H_2SO_4, Chlorzinkjod oder Jod + Schwefelsäure, Nestlers Reagens) kann man gesundes Holz von Schwammholz unterscheiden; doch scheint es nicht, als ob dadurch ein bestimmter Nachweis von *Merulius* gegenüber anderen holzzerstörenden Pilzen, wie *Polyporus, Trametes, Agaricus* u. a. geführt werden könnte. Viele Pilze bewirken gleich dem Hausschwamm eine Zerstörung der Ligninsubstanz und der Cellulose. Sicheren Nachweis bringen nur Kulturversuche. Zerkleinertes, mit Harn angefeuchtetes gesundes und Schwammholz wird in Blechdosen gepackt und bedeckt, bis sich nach einigen Tagen weisse Pilzhyphen zeigen. Von diesen wird zuerst auf Gelatine und dann auf gesundes Tannenholz geimpft. Durch den eigentümlichen Geruch und durch die Fruktifikation lässt sich die Anwesenheit von *Merulius* feststellen.

208. **Schrenk, H. v.** Fungous diseases of forest trees. (Yearbook of Dep. of Agric. for 1900, p. 199, mit 5 Taf.)

Populäre Übersicht über die von Hutpilzen verursachten Baumkrankheiten mit guten photogr. Abbildungen.

209. **Schrenk, H. v.** Two diseases of red cedar, caused by *Polyporus juniperinus* n. sp. and *Polyporus carneus* Nees. (U. S. Dep. of Agric. Div. of veg. phys. and path. Bull. n. 21, Washington, 1900, mit 7 Taf. u. Fig., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 171.)

Das Holz von *Juniperus virginiana* repräsentiert ein wertvolles Handelsprodukt. Leider wird es häufig von Pilzen angegriffen und dadurch vollständig zerstört.

Verf. hat zwei von *Polyporus juniperinus* und *carneus* verursachte Erkrankungen von *Juniperus virginiana* genauer studiert, namentlich mit Rücksicht auf die Veränderungen, welche das Holz durch das Mycel erleidet. Der erstgenannte Pilz verursacht grosse Löcher im Kernholz. Das erste Stadium des Angriffes zeigt sich darin, dass an bestimmten Stellen des Kernholzes die rote Färbung sich in weiss verwandelt hat. Das Lignin der Holzzellen wird

Digitized by Google

vollständig absorbiert und allmählich wird auch die übrig bleibende Cellulose von dem mächtig wachsenden Mycel zerstört.

Dadurch entstehen Löcher im Holz, die sich zonenweise nach aussen hin vergrössern. Anschliessend an diese völlig zerstörten Partien finden sich nach aussen hin alle Stadien von eben beginnender bis fast vollendeter Auflösung der Zellen. Ausser dieser Lochbildung gibt es noch eine andere Art der Zerstörung. Es werden nämlich ganze Lagen von Zellen bröckelig und fallen in tangentialen Stücken ab. Diese Stücke werden von dem umhüllenden Mycel ebenfalls völlig aufgelöst. Die dadurch gebildeten Höhlungen sehen aber anders aus, wie die der ersten Form der Zerstörung.

Die Zerstörung des Lignins beruht auf der Absonderung eines Enzyms, dass das von Czapek sogenannte Hadromal in den Mittellamellen auflöst und damit den Zusammenhang der Holzzellen lockert. Dieses Enzym ist bei *Polyporus juniperinus* auch vorhanden. Verf. bespricht dann weiter das Mycel und den Bau der Fruchtkörper. Die Krankheit wird Weissfäule genannt.

Eine noch häufigere Krankheit des Juniperus wird durch *Polyporus carneus* erzeugt und ist unter dem Namen Rotfäule bekannt. Die Veränderungen des Holzes sind äusserlich nicht besonders bedeutend, wohl aber haben tief greifende chemische Veränderungen stattgefunden. Die Cellulose ist nämlich aus den Zellwänden zum grössten Teil verschwunden, wodurch sie schlaff und unelastisch werden. Auch diese Wirkung der Hyphen beruht auf Absonderung eines Enzyms.

Die ersten Stadien der Erkrankung zeigen sich in einer Umwandlung des Rot des Holzes in Braun. Es erscheinen dann kleine Risse, die immer zahlreicher werden. Schliesslich entstehen Löcher, die mit anhängenden braunen Massen ausgekleidet sind. Die Vermehrung dieser Löcher schreitet nur bis zu einer bestimmten Grenze im Holze fort und erlischt dann. Wahrscheinlich sind es Wundparasiten.

210. **Schrenk, Hermann v.** A disease of the Black locust (*Robinia Pseud-Acacia*). 12th ann. Rep. Missouri bot. Garden, 1901, p. 21, 8 Pl. (Contrib. from the Shaw School of Botany, No. 17, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 73.)

Polyporus rimosus Berk. ist in den letzten Jahren an den Robinien auf Long Island so häufig aufgetreten, dass bei jedem heftigeren Sturme grössere Äste oder selbst ganze Kronen abbrechen. Der Pilz befällt nur ältere Bäume, von etwa 6 Zoll Stammdurchmesser, die schon Kernholz in den Ästen haben. Er dringt ein durch Wunden, wie sie bei der brüchigen Natur der Äste dieses Baumes sehr häufig sind, oder durch die Bohrgänge von *Cyllene robiniae* (einem Bohrkäfer).

Das harte Kernholz wird in eine weiche, gelbliche Masse verwandelt, von der aus Strahlen zerfallenen Gewebes, von 2 Zoll Höhe und $^1/_2$ Zoll Dicke nach der Peripherie hin laufen, entsprechend den Markstrahlen, denen das Mycel folgt, und von denen aus es sich wieder leicht in senkrechter Richtung in den Gefässen, und schwer in wagrechter Richtung ausbreitet. Im Kambium dringen die Hyphen nach allen Seiten vor, dieses und die Rinde abtötend. Die an Stamm und Ästen sitzenden Fruchtkörper erzeugen im Sommer und Herbste Sporen. Von einem Fruchtkörper aus erstreckte sich das zerfallene Gewebe 8 Fuss stammaufwärts und 8 Fuss 5 Zoll stammabwärts. Da der Pilz nur in lebenden Bäumen und nicht in abgehauenem Holze gedeiht, muss das Holz in ersteren sich von dem letzteren unterscheiden durch Feuchtigkeit, Temperatur, Gase und durch die Stoffe, die in letzteren das Holz bräunen.

Digitized by Google

Infolge ihrer Lebensweise sind die Polyporeen keine Parasiten, höchstens in gewissen Sinne Saprophyten.

211. **McAlpine, D.** Phosphorescent *Fungi* in Australia. (Proc. Linn. Soc. New South Wales, 1900, S. 548, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 171.)

Es kommen 15 Arten leuchtender Pilze in Australien vor. Verf. geht insbesondere auf *Pleurotus candescens* F. v. M. et Berk. ein, der auf Theestämmen bei Melbourne häufig ist. Von den Bedingungen des Leuchtens werden namentlich das Vorhandensein von Sauerstoff und einer gewissen Temperatur hervorgehoben. Das Licht lockt Nachtinsekten an, die die Sporen verbreiten. Es ist mit einem starken Duft verbunden.

212. **McAlpine, D.** On the Australian Fairy-Ring Puff-Ball. (Proc. Linn. Soc. New South Wales, 1900, S. 702, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 171.)

Die bei Melbourne auf Grasplätzen auftretenden Hexenringe werden von *Lycoperdon furfuraceum* Schäff. gebildet. Dieser Bovist trat vorzüglich dort auf, wo frischer Schafdung angewendet worden war, und wurde durch Vögel, die die Pilze öffneten und zerstreuten, weiter verbreitet. Eine 5 %ige Lösung von Eisensulfat, bei trockenem Boden angewendet, tötete die Mycelien.

218. **Hartig, R.** *Agaricus melleus*, ein echter Parasit des Ahorns. Mit 2 Abbildungen. (Separatabdruck aus Centralblatt für das gesamte Forstwesen, Heft 5, 1901.)

Agaricus melleus vermag Nadelhölzer, Kirschen, Pflaumen und andere Amygdaleen zu töten. Für die gesunde Eiche ist der Hallimasch kein Parasit. Im vorliegenden Aufsatz bespricht Verfasser das parasitäre Vorkommen dieses Pilzes auf Ahorn. Die meisten von ihm beobachteten erkrankten Ahornbäume zeigten gleichzeitig Blitzwunden, welche geeignete Infektionsstellen für den Parasiten bilden mögen. In einem Falle konnte wahrgenommen werden, dass die Wurzel eines erkrankten Ahorns, in dessen Nachbarschaft sich zwei durch den Hallimasch getötete Bäume befanden, in 1 m Entfernung vom Stamm infiziert war, und dass sich von der Infektionsstelle ein breiter Mycelstreifen bis $2^1/_2$ m hoch am Stamme heraufzog. Das weissfaule Holz zeigte gleichzeitig ein intensives Phosphoreszieren.

h) Hemiasci, Discomycetes, Lichenes.

214. **Jaczewski, A. v.** *Exoasci* aus dem Kaukasus. (Bull. du Jardin Imp. Bot. St. Pétersbourg, Livr. I, 1901, p. 1, m. 5 Textfig., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 299.)

Verzeichnis von 88 Arten, die Verf. bei seinen Reisen im Kaukasus gefunden, darunter als neu beschrieben: *Exoascus confusus* Jacz. auf Blättern und Zweigen von *Acer campestre*.

215. **Giesenhagen, K.** *Taphrina*, *Exoascus* und *Magnusiella*. (Bot. Ztg., 1901, p. 115.)

Die schon in früheren Abhandlungen unterschiedenen Stämme der Gattung *Taphrina* bezeichnet Verf. nunmehr als selbständige Subgenera: für den *Filicina*-Stamm wählt er den Namen *Taphrinopsis*, der *Betula*-Stamm wird als *Eutaphrina*, der *Pruni*-Stamm als *Euexoascus*, der *Aesculi*-Stamm als *Sadebeckiella* bezeichnet. — Von der Gattung *Magnusiella* ist *Taphrina* dadurch unterschieden, dass die Arten der letzteren unter der Cuticula der Wirtspflanze ein einschichtiges Lager von Hymenialzellen bilden, aus denen je ein Sporen-

Digitized by Google

schlauch hervorwächst, während bei *Magnusiella* kein subcuticulares Hymenium ausgebildet wird.

216. **Pierce, N. B.** Peach Leaf Curl: its Nature and Treatment. (U. S. Dep. Agric., Div. veg. Physiol. Pathol., Bull. No. 20, Washington, 1900, 204 S., 30 Taf., 10 Fig.)

Die durch *Exoascus deformans* hervorgerufene, sehr verderbliche Pfirsichkrankheit wird eingehend behandelt und durch sehr gute Abbildungen erläutert. Die sonstigen auf dem Pfirsich schmarotzenden Pilze werden gleichfalls berücksichtigt. *Exoascus* tritt überall auf, wo Pfirsiche gezogen werden, in ausgedehntem Masse im pacifischen Nordamerika. Er schädigt die Union um jährlich etwa 8 Millionen Dollars. Kühles und feuchtes Wetter befördert, Trockenheit hemmt die Krankheit. Ihre Verbreitung erfolgt durch die Sporen. Unter allen Spritzmitteln steht die Bordeauxbrühe obenan, und zwar in der Zusammensetzung 5 Pf. Kupfersulfat und 5 Pf. Kalk auf 45 Gall. Wasser, also je 2,27 kg Salze auf 2 hl Wasser. Sie muss vor der Öffnung der Blütenknospen angewendet werden. Will man die Brühe durch die Vermehrung des Kalkgehaltes haltbarer machen, so muss man früher sprengen. Es wurden durch die Anwendung der Kupferbrühe 95 bis 98 % der Frühjahrsbeblätterung gerettet, 6 mal so viel, als wenn keine Bespritzung angewendet worden war. Wurde während der Ruhezeit der Bäume gesprengt, so vermehrten sich Gewicht und Stärkebildung der Blätter. Auch die Zahl und die Güte der Blütenknospen nahmen dabei zu. Natürlich müssen die Bespritzungen jedes Jahr wiederholt werden.

217. **Francé, R.** Die *Monilia*-Krankheit der Obstbäume. (Kisérletügyi Közlemenyek. Mitteil. d. Versuchsstationen, Bd. IV, 1901, p. 850, m. Taf. u. Textfig., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 91, Bd. VIII.)

Verf. stellte durch Infektionsversuche fest, dass *Prunus Armeniaca* und *Persica vulgaris* am empfänglichsten für *Monilia* sind, dann in absteigender Reihe *Prunus avium*, *P. Cerasus*, *Pirus communis*, *Prunus domestica* und *Pirus Malus*. *Ribes rubrum* und *R. Grossularia* sind wenig empfänglich, *Juglans regia* und *Vitis*-Arten unempfänglich. Verf. glaubt dieses Verhalten mit dem verschiedenen Gehalt der Früchte an Gerbsäureverbindungen in Zusammenhang bringen zu können und erzielte bei seinen Versuchen Schutz durch Bespritzungen mit sehr verdünnten Tanninlösungen. Die „Lauberkrankung" konnte durch künstliche Infektion an den Blättern und Stengeln nur bei Anwesenheit von Rissen oder Stichen hervorgebracht werden. Es liessen sich nur infizieren die Blätter von: *Prunus avium*, *Cydonia vulgaris*, *Prunus domestica*, *Persica vulgaris* *Prunus Armeniaca* und *Juglans regia*. Verf. spricht sich für die Artselbständigkeit von *Monilia cinerea* Bon. gegenüber *M. fructigena* Pers. aus.

218. **Newman, C. C.** Broom Rot of Peaches and Plums. (South Carolina Exp. Stat. Bull., 69, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 9.)

Kurze Abhandlung über *Monilia fructigena* und deren Bekämpfung.

219. **Hecke, L.** Eine neue Krankheit der Wintergerste. (Zeitschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österr., 1902, p. 746, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 940.)

Die unteren Blätter der kranken Gerstenpflanzen waren gelb und zum Teil abgestorben. Am Grunde des Stengels zwischen Halm und Blattscheide, an den Blattscheiden und Wurzeln fanden sich zahlreiche kleine, rundliche, gelbbraune Sclerotien, bis zu 25 an einer Pflanze, ähnlich denjenigen der Gattung *Sclerotinia*. Der Pilz, der vorläufig noch nicht bestimmt werden konnte, ist

Digitized by Google

wahrscheinlich eine *Sclerotinia* und nach Ansicht des Verf. als ein Parasit anzusehen, möglicherweise als ein fakultativer Parasit, der die Gerstenpflanzen nur angreift, nachdem sie durch andere Einflüsse bereits geschwächt sind.

220. **Frömbling.** Ein Beitrag zur Lärchenfrage. (Zeitschr. f. Forst- und Jagdwesen, Bd. XXXIV, 1902, Heft 5, p. 279, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902 Bd. IX. p. 611.)

Verf. sucht die in verschiedenen Gegenden Deutschlands beobachtete Erscheinung zu erklären, dass die älteren Lärchenbestände vorzüglich im Stande sind, die Neuanpflanzungen seit ungefähr zwanzig Jahren aber nicht mehr recht gedeihen wollen. Die Lärche kann sich ausserhalb ihrer natürlichen Heimat, des Hochgebirges, nur dort gut entwickeln, wo sie von gefährlichen Schädlingen verschont bleibt, die erst allmählich im Gefolge der Kulturen in die neuen Gebiete einwandern. Der einzige wirklich gefährliche Lärchenfeind, der Krebspilz *Peziza Willkommii* wird nur den jungen Pflanzungen verderblich, kann aber die älteren Bäume nicht mehr schädigen, weil die rauhe Rinde der alten Stämme kein guter Nährboden für die Sporen ist und die jungen Triebe mit ihrer weichen Rinde ausserhalb des Infektionsbereiches sind. Die Sporen steigen nämlich, wie Verf. beobachtete, nicht über 10 m hoch; auch in horizontaler Richtung scheint ihre Verbreitung begrenzt zu sein. Verf. rät demnach, die Kulturen zeitlich und räumlich nur in grösseren Abständen anzulegen, um die Verbreitung der Sporen zu erschweren und so allmählich verseuchte Gegenden krebsfrei zu machen.

i) Pyrenomycetes.

221. **Ruhland, W.** Untersuchungen zu einer Morphologie der stromabildenden *Sphaeriales* auf entwickelungsgeschichtlicher Grundlage. (Hedwigia, 1900, Bd. XXXIX, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1901, S. 358.)

„Protostroma" nennt Verf. das primitive Stroma, wie es bei verschiedenen Untergattungen von *Valsa, Anthostoma* und *Diaporthe* auftritt, und welches zur Bildung formbeständiger Fruchtkörper noch nicht fähig ist. Pilze, deren Stroma so primitive Formen zeigt, lassen zwischen ihrer Conidien- und Perithecienfruktifikation meist nur einen lockeren Zusammenhang und oft noch Anpassungsfähigkeit an heterogene Substrate erkennen.

Das Protostroma geht in den diplostromatischen Typus über, „sobald der lokale und zeitliche Zusammenhang von Conidien- und Perithecienfruchtform ein fester wird und die zu deren Produktion bestimmten vegetativen Hyphenmassen eine reichlichere Ausbildung erfahren, oder sobald die Apertur des Periderms einem von dem perithecienproduzierenden Gewebe unterscheidbaren Plectenchymkegel übertragen wird". Verf. unterscheidet alsdann zwischen dem Entostroma und Ectostroma. Das erstere nimmt seinen Ursprung unmittelbar aus dem Mycel, indem dieses in den äusseren Rindenregionen reichlichere Ausbildung zeigt, um hier als Hauptfunktion die Perithecien anzulegen, deren Ernährung Aufgabe des Entostromas ist. Das Ectostroma ist ein Produkt des jugendlichen, noch mycelartigen Entrostomas. Seine Aufgaben bestehen in der Apertur des Periderms, in der Produktion von Conidien und ferner darin, den Zusammenhang der Halsteile der Perithecien zu sichern. — Am Grunde des Stromas liegt seine Zuwachszone.

222. **Neger, F. W.** Beiträge zur Biologie der Erysipheen. (Flora oder Allg. bot. Ztg., 1901, p. 338, m. 2 Taf.)

Digitized by Google

222a. **Neger, F. W.** Beiträge zur Biologie der Erysipheen. Zweite Mitt. (Flora, 1902, Heft 2. (Besprechung im nächsten Jahre.)

223. **Salmon, E. S.** Supplementary Notes on the *Erysipheae*. (Bull. of the Torrey Bot. Club, XXIX, 181, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 66.)

Erysiphe Polygoni DC., *E. Cichoracearum* DC., *E. Galeopsidis* DC., *E. graminis* DC., *E. tortilis* (Wallr.) Fr., *E. taurica* Lév., *E. aggregata* (Peele) Fail. *Phyllactinia corylea* (Pers.) Karst. (s. Pilze.)

224. **Hennings, P.** Der Stachelbeermeltau (*Sphaerotheca mors-uvae* [Schw.] Berk. et C.) in Russland. (Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, p. 10.)

Sphaerotheca mors-uvae, die früher nur in Nordamerika beobachtet worden, dann von G. S. Salmon in Irland gefunden worden ist, trat neuerdings in einem Garten im Kreis Podolsk, Gouvernement Moskau, epidemisch auf. Die von diesem Pilze morphologisch kaum verschiedene *Sphaerotheca tomentosa* Otth = *S. gigantasca* (Sor.) kommt auf *Euphorbia*-Arten in Russland häufig vor; es erscheint sicher, dass beide Arten identisch sind, *S. mors-uvae* nur eine Anpassungsform der anderen ist.

225. Meltau der Birnbäume. Die Birnbäume in Geisenheim waren vom Meltau befallen, der sich ausserordentlich schnell ausbreitete. Anfänglich wurden nur die obersten Teile der Triebe und die Blätter angegriffen, später auch die Früchte. Es handelt sich um *Sphaerotheca Mali* Burr., die jahrelang als Schädiger des Apfelbaums bekannt, nun neuerdings auf den Birnbaum übergegangen ist. Rechtzeitiges und sorgfältiges Abschneiden und Verbrennen der befallenen Triebe ist das zweckmässigste Bekämpfungsmittel. (Mitt. über Obst- u. Gartenb. Geisenheim, No. 6, 1901.)

226. **Lüstner, G.** Weitere Beobachtungen über die Perithecien des *Oidium Tuckeri*. (Separatabdruck aus „Weinbau und Weinhandel", 1901.)

Auf deutschen Reben hat Lüstner als Erster Perithecien bereits im Jahre 1900 im November auf den Beerenstielen beobachtet. Im vergangenen Jahre fand er sie im Oktober auf der amerikanischen Rebsorte *Rupestris-Riparia* St. Michele und zwar in ausgedehnten Gruppen beisammenstehend auf den Blattstielen und Ranken und auch auf der Blattbasis. Die Früchte sind mit Anhängseln versehen, die an ihren Enden spiralig eingerollt sind, und enthalten 4—6 Schläuche mit je 4—7 Sporen. Verf. erklärt den Meltaupilz als *Uncinula spiralis* Berk. et Curt. und ist somit derselben Ansicht wie Conderc 1892, Prillieux 1894 etc. Ob die Perithecien resp. die Ascosporen tatsächlich die einzige Form sind, in der unser Rebenmeltau den Winter zu überdauern vermag, ist noch ungewiss.

227. **Lüstner, G.** Über den Russtau der Rebe und dessen Einfluss auf diese und den Wein. (Mitteilungen über Weinbau und Kellerwirtschaft, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 247.)

Capnodium salicinum richtet stellenweise, z. B. an der Ahr und der Mosel, durch sein massenhaftes Auftreten in den Weinbergen Schaden an. Verfasser führt aus, dass dieser Saprophyt nur dann auf den Weinstöcken auftritt, wenn dieselben vom Honigtau bedeckt waren, der durch die weisse Schmierlaus (*Dactylopius vitis*) und die wollige Rebenschildlaus (*Pulvinaria vitis*) erzeugt wird. Um der Ausbreitung des Pilzes entgegenzuwirken, empfiehlt Verf., die Rebenschildläuse zu vertilgen. Da der in den Most gelangende Russtau sich hierin weiter entwickelt und dadurch die Qualität des Weines verschlechtert, so ist auch aus diesem Grunde die Bekämpfung des Pilzes geboten.

Digitized by Google

228. **Delacroix, G.** Sur le piétin des céréales. (Bull. de la soc. myc. de France, T. XVII, 1901, fasc. 2, p. 1.)

Infektionsversuche mit *Ophiobolus graminis* und *Leptosphaeria herpotrichoides* ergaben, dass beide Pilze das Getreide in gleicher Weise angreifen und das Lagern verursachen. Die Krankheit nimmt mit der Dichte der Saat zu.

Als ein neuer Getreideschädling wird *Leptosphaeria culmifraga* n. sp. genannt.

229. **Diedicke, H.** Über den Zusammenhang zwischen *Pleospora*- und *Helminthosporium*-Arten. (Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 317, mit 9 Fig.)

Auf Blättern von *Bromus asper* Murr. var. *serotinus* Beneken wurde im Frühjahr und Sommer ein an *Helminthosporium teres* erinnerndes *Helm.* aufgefunden und im Herbst und Winter auf trocknen Blättern derselben Pflanzen Perithecien einer grosssporigen *Pleospora*. Ebensolche Perithecien wurden an zwei verschiedenen Standorten auf trocknen Blättern und Blattscheiden von *Triticum repens* beobachtet und etwa gleichzeitig an den untersten grünen Blättern Krankheitserscheinungen, die in dem einen Falle den von *Helminthosporium gramineum* Rabenh. an Gerste, resp. von *H. Avenae* Br. et Cav. an Hafer verursachten glichen, im anderen Falle den von *H. teres* Sacc. verursachten.

Durch Reinkulturen und Infektionsversuche, die sich auch auf *Bromus inermis* Leyss erstreckten, kam Verfasser zu folgenden Ergebnissen: 1. Die Helminthosporien von *Bromus asper* und *Triticum repens* gehören als Conidienformen zu den auf denselben Nährpflanzen vorkommenden *Pleospora*-Arten. 2. Sie sind nicht mit einander identisch, da sie sich nicht auf die andere Nährpflanze übertragen lassen. 3. Die *Pleospora* von *Bromus* lässt sich gar nicht, die von *Triticum repens* nur schwer auf Gerste oder Hafer übertragen, sind also wahrscheinlich auch nicht identisch mit *Helminthosporium gramineum*, *H. teres* und *H. Avenae*. 4. Das *Helm.* von *Bromus inermis* ist wahrscheinlich mit dem von *B. asper* identisch. Die *Pleospora*-Arten gehören wahrscheinlich zu *P. trichostoma* (Fr.) Wint., die nach Ansicht des Verf. als eine Sammelspezies aufzufassen und in einzelne spezialisierte Formen zu zerlegen ist, von denen zunächst a) fsp. *Bromi* auf *Bromus asper* und *inermis* und b) fsp. *Tritici repentis* auf *Triticum repens* zu unterscheiden sind.

Eine gleiche Spezialisierung wird auch für die Helminthosporien vorgeschlagen, bei denen *H. gramineum* als Sammelspezies in folgende Formen zu zerlegen wäre: I. Rostartig auftretend, d. h. nur einzelne Teile der Blätter zerstörend: a) fsp. *Hordei nutantis* = *H. teres* Sacc. auf *Hordeum nutans*, b) fsp. *Bromi* auf *Bromus asper* und *inermis*. II. Brandartig auftretend, d. h. die ganze Pflanze durchziehend: c) fsp. *Hordei erecti* = *H. gramineum* Rabenh. bei Kölpin Ravn auf *Hordeum erectum*, d) fsp. *Tritici repentis* auf *Triticum repens* Wohin *Helm. Avenae* Br. et Cav. zu stellen ist, bleibt noch unentschieden.

230. **Speschnew, N. N.** Über Auftreten und Charakter des Black-Rot in Dagestan. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 10.)

Die Black-Rot-Krankheit wurde in Dagestan nicht durch *Guignardia reniformis*, sondern ausschliesslich durch *Diplodia uvicola* verursacht. Derselbe Pilz wurde im Distrikt Gory im Gouvernement Tiflis bei Trauben gefunden, die die Merkmale des Black-Rot zeigten. Die gleiche Erkrankungsform kann demnach durch verschiedene Pilze hervorgerufen werden.

231. **Delacroix.** Sur une forme conidienne du champignon du Black-Rot *Guignardia Bidwellii* (Ellis) Viala et Ravaz. (Compt. rend., 1901, I, 863.)

Digitized by Google

Die hyalinen, einfachen Conidien auf Sklerotien, wie sie Viala beschrieben, scheinen sehr selten und wurden vom Verf. bis jetzt nicht beobachtet. Die zweite Form ist davon sehr verschieden, wurde bis jetzt nur an Trauben beobachtet, auf Sklerotien wie Pykniden und Spermogonien, den über die Pflanzenoberfläche hervorschauenden Teil des Pilzes als feiner, dunkel grünlich-brauner, nur mit der Lupe erkennbarer Schimmel überziehend. Das Stroma entwickelt braune, nur an der Basis septierte, gekrümmte, etwa 5 μ dicke Fäden von verschiedener Länge. Diese verzweigen sich stellenweise und der Hauptfaden wie die oberen Verzweigungen entwickeln durch Einschnürung ihrer Spitze bräunliche, eiförmige, $15 - 17 \times 7 - 9\ \mu$ grosse, meist einfache oder durch eine mediane Scheidewand septierte Conidien. Wenn sich die Conidienträger auf Pykniden entwickeln, so fruktifizieren diese trotzdem; sind sie bereits abgestorben, so tragen sie auch keine Conidien mehr.

Diese Fruktifikationsform scheint in Frankreich selten, denn sie gelangte erst von drei verschiedenen Orten an den Verf., L. Scribner scheint sie seit 1886 beobachtet zu haben.

282. **Prunet, A.** Sur le traitement du Black-Rot. (Comptes rend. des séances de l'Acad. des sciences de Paris, 15 juillet 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 448.)

Beim Black-Rot erfolgen die primären Infektionen an den vegetativen Organen durch auffliegende Sporen. Sie schaden weniger unmittelbar, als dadurch, dass sie durch Bildung der Pykniden die sekundäre Infektion einleiten, die die Früchte bedroht. Da die sekundäre Infektion auch durch die sorgfältigste Behandlung nicht zu bekämpfen ist, muss sich die ganze Aufmerksamkeit auf die primäre Infektion richten, die durch Spritzen mit Bordeauxbrühe vom Ausbruch des Laubes an, alle 10 Tage bis zum Beginn der Blüte, unterdrückt werden kann.

283. *Coniothyrium (Charrinia) Diplodiella.* White-Rot. Von Gvodenović (Bericht über die Tätigkeit d. k. k. landwirtsch. Versuchsst. zu Spalato, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, S. 67) wird berichtet, dass im August 1900 im Bezirke Spalato und auf der Insel Brazza die Weissfäule der Trauben zum ersten Male beobachtet worden ist. Die Krankheit beschränkte sich nur auf die Trauben, und es konnten die Organe des Pilzes weder auf den Blättern noch auf den Trieben gefunden werden. Der Rot blanc erschien ganz unerwartet und heftig in den Weingärten des Bezirkes Spalato gegen Mitte August, als die günstigsten Bedingungen zu seiner Ansiedlung und schädlichen Entwickelung vorhanden waren, nämlich unerträgliche warme und schwüle Witterung, ungewöhnlich reiches Laub bildete eine förmlich undurchdringliche Decke über den Weingärten, Überhandnahme von Unkräutern, so dass sich die Trauben in einer Art Feuchtkammer befanden; ferner waren infolge früheren Auftretens des „Sauerwurmes" und des *Dactylopius vitis*, sowie infolge von Hagelschlägen und Borastürmen Traubenteile vielfach verletzt, so dass sich die Sporen des Rot blanc mit Leichtigkeit darauf ansiedeln und weiter entwickeln konnten. Der Schaden der Krankheit stellte sich auf eine gute Hälfte der erwarteten Ernte. Doch wurden nicht alle Traubenvarietäten mit gleicher Intensität befallen. Am meisten litten die weissen Sorten, welche stellenweise total weissfaul wurden und nachher am Stocke austrockneten. Eine starke Bespritzung der Reben zur Zeit der Krankheit hat ebensowenig geholfen als eine energische Bestäubung mit Schwefelkupfervitriolmischung. Am vorteilhaftesten erwiesen sich hier die Massnahmen, welche wenigstens zur teilweisen Beseitigung der die Krankheit

Digitized by Google

befördernden Verhältnisse hinzielten, nämlich die Zerstörung der Unkräuter und das Abbrechen eines Teiles des Laubwerkes behufs Lüftung des Weingartens. Die bald darauf eingetretene trockene und sehr heisse Witterung mag den Erfolg dieser Massnahmen unterstützt haben; tatsächlich hörte die Krankheit nach wenigen Tagen auf, an Ausdehnung zu gewinnen.

Cycloconium oleaginum oder die „Pockenkrankheit des Olivenbaumes" wurde im Laufe des Berichtjahres in fast sämtlichen Ölbaubezirken Dalmatiens beobachtet. Sie befällt insbesondere die Olivenbaumblätter, welche dadurch ganz charakteristische Flecke bekommen und sodann vergilben, austrocknen und zur Erde fallen. Aber auch die Frucht wird von dem genannten Pilze heimgesucht. Die Intensität, womit die Krankheit auftrat, lässt besorgen, dass sie für die dortige Olivenbaumkultur verderblich werden kann, wie dies für einige Ölbaumgebiete Italiens schon der Fall ist. Versuche zur Bekämpfung dieser Krankheit wurden mit der gewöhnlichen 1%igen Bordelaiserbrühe und auch mit Kaliumpermanganatlösung angestellt. Doch sind die bisher erzielten Ergebnisse noch zu unsicher, um darüber Mitteilungen zu machen.

284. **Aderhold, R.** Die Fusicladien unserer Obstbäume II. (Sond. landw Jahrb., 1900, S. 542, mit Tafel IX—XII, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902. p. 177.)

Betreffs der von Sorauer verfochtenen Ansicht, dass auch bei Fusicladien die Beschaffenheit der Nährpflanzen ausschlaggebend für das Zustandekommen der Infektion sei, bringt Aderhold (S. 582) ein Beispiel. Eine Anzahl sehr stark von Fusicladien leidender Stämmchen der Salzburger Birne wurden aus der Baumschule auf das Versuchsfeld gepflanzt und dort blieben im folgenden Frühjahr 15 Infektionen so gut wie erfolglos. Verf. führt dies auf den geringen Wassergehalt der frisch verpflanzten Stämmchen zurück, „denn ich habe auch an den Topfbäumchen die Erfahrung gemacht, dass reiches, ich möchte sagen überreiches Giessen für das Gelingen der Infektionen unerlässliche Bedingung ist. Überhaupt scheint mir Regel, dass je wasserreicher ein Organ heranwächst, um so leichter es zu infizieren ist".

„Es lässt sich angesichts solcher Beobachtungen nicht verkennen, dass die gesamte Ernährung gewiss einen Einfluss auf die Disposition der Wirte ausübt, und lässt sich erhoffen, dass sich in einer Änderung der Ernährung vielleicht ein Weg zur Einschränkung der Krankheit bietet."

*285. **Küchenmeister, L.** Nasse Sommer — das *Fusicladium* und die Leipziger Rettigbirne. (Erfurter Führer im Gartenbau, 1902, p. 881, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. VIII, p. 688.)

286. **Aderhold, R.** Über *Venturia Crataegi* n. sp. (Ber. d. Deutsch. Bot. Ges., XX, 1902, p. 195.)

Auf den Früchten von *Crataegus* kommt nämlich ein *Fusicladium* vor, das seinem ganzen Bau nach sich von allen übrigen Arten auf Früchten unterscheidet *(F. Crataegi* n. sp.). Dieser Pilz überwintert auf den Früchten und infiziert im Frühjahr die jungen Blätter. Die Perithecien bilden sich auf den überwinternden alten Blättern. Dieser der Gattung *Venturia* angehörige Schlauchpilz unterscheidet sich nur unwesentlich von *V. inaequalis*. Da es nun dem Verf. gelang, durch Tröpfchenkultur zu zeigen, dass die *Venturia* zu *Fusicladium crataegi* gehört, so muss auch die Schlauchform von *V. inaequalis* abgetrennt werden. Verf. gibt dem Pilz den Namen *Venturia Crataegi*.

287. **Zimmermann, A.** Über einige Krankheiten und Parasiten der Vanille. (Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 469, m. Taf. u. Textfig., Bd. VIII.)

Digitized by Google

1. *Nectria (Lasionectria) Vanillae* sp. n. Im Kulturgarten zu Buitenzorg wurde beträchtlicher Schaden durch eine Krankheit angerichtet, die einen grossen Teil der Stengel tötete, seltener auch die Blätter befiel. Die kranken Stengel, meist ältere Teile, waren zuerst umberfarbig, später dunkelbraun bis beinahe schwarz gefärbt, schrumpften allmählich zusammen und vertrockneten schliesslich. Die Braunfärbung erstreckte sich im Innern auch noch eine Strecke auf die äusserlich gesund aussehenden Teile. In allen gebräunten Geweben wurde ausnahmslos ein Pilzmycel gefunden, dessen Fäden mit stark-geschlängeltem Verlaufe namentlich die Intercellularräume ausfüllten, aber auch einzelne kurze Seitenäste in das Innere der Parenchymzellen abschickten. In Gestalt gelbweisser Pusteln, die an den meisten Stengelstücken vor dem vollständigen Vertrocknen erscheinen, zeigt sich die Conidienfruktifikation des Pilzes, die die obersten Zellschichten des Stengels durchbricht und an der Oberfläche eine Schicht von zylindrischen Conidienträgern mit länglichen, zweizelligen Sporen bildet, aus der keulenförmige, hellgelbe Haare hervorragen. Später entstehen auf demselben Stroma kugelige, anfangs mennigrote, später etwas bräunliche Perithecien, fast bis zu der etwas zugespitzten Mündung mit gleich gestalteten Haaren umgeben. Der Pilz, der der Gattung *Nectria*, Untergattung *Lasionectria* angehört, *Nectria Vanillae* sp. n. ist sehr wahrscheinlich die Ursache der Krankheit, und obwohl die beweisenden Infektionsversuche noch nicht abgeschlossen sind, ist es ratsam, überall, wo er sich zeigt, alle befallenen Pflanzenteile abzuschneiden und zu vernichten.

2. Die schwarze Fleckenkrankheit. Auf beiden Seiten der Blätter oder am Stengel schwarze, meist rundliche Flecke, etwas eingesenkt, von 5—15 mm Durchmesser, vereinzelt bis 60 mm lang. In den gebräunten Partien der Flecke sind stets Pilzhyphen vorhanden, fast ausnahmslos im Innern der Zellen, längs der Wandung oder das Lumen durchquerend. In den Intercellularräumen vielfach eine körnige, bräunliche Substanz; auch im Zellinnern dunkelbraune bis schwarze Massen. Eine Fruktifikation des Pilzes konnte nicht gefunden werden; es ist nicht unwahrscheinlich, dass sie erst nach dem Abfallen der Blätter erfolgt. Darum ist das abgefallene oder vertrocknete Laub möglichst schnell zu entfernen.

3. Einige auf *Vanilla* beobachtete Pilze, die wahrscheinlich nicht direkt gesunde Pflanzenteile angreifen, aber auf absterbenden Teilen sehr verbreitet sind: a) *Nectria peristomata* sp. n., b) *N. coffeicola* Zimm., c) *Physalospora Vanillae* sp. n., d) *Chaetodiplodia Vanillae* sp. n. und zwei Pilze, die mit e) *Colletotrichum macrosporum* Sacc. und f) *C. incarnatum* Zimm. identisch zu sein scheinen, sämtlich auf vertrockneten oder faulenden Blättern, g) *Fusicladium Vanillae* sp. n. auf lebenden Blättern.

288. Carruthers, J. B. Cacao Canker in Ceylon. (Circul. Roy. Bot. Gardens, Ceylon, Ser. I, No. 28, S. 295—328.)

Der Kakaokrebs hat seit 1898 auf Ceylon abgenommen. Er tritt unter den verschiedensten Kulturbedingungen auf und zeigt sich nicht auf den Wurzeln, selten auf den Blättern, sondern vor allem an der Stengelrinde, wo er dunkle, rote Flecke hervorruft. In ihnen findet sich ein Mycel, das in das Holz eindringt. Weisse Pusteln enthalten zahlreiche Sporen. Diese bringen in Nährlösung neue, ähnliche Sporen hervor. An totem oder schon lange krankem Holz finden sich ferner karmesinrote Perithecien mit Ascosporen. Der Pilz ist also eine *Nectria*. Übertragungen auf gesunde Pflanzen gelangen in etwa 80 %. Je gesunder und unverletzter die Rinde ist, um so geringer ist

Digitized by Google

die Ansteckungsgefahr. Auf Wurzeln und Blätter liess sich der Krebs nicht übertragen. Die Früchte werden zumeist am Stiele befallen. Versuche mit solchen des roten und des Forastero-Kakaos ergaben, dass diese durch ihre dickere Oberhaut mehr als jene geschützt waren. Die Krankheit konnte von der Rinde auf die Früchte und umgekehrt übertragen werden. Übrigens ist mit dem Krebse auf den Früchten stets eine *Phytophthora* vergesellschaftet. Im Freien besorgen die Übertragung der Krebssporen der Wind, der Regen und kleine Tiere (Ameisen).

Als Vorbeugungsmittel empfehlen sich derartige Beschattung, dass Licht und Luft alle Teile der Kakaobäume erreichen können, und Drainage zur Vermeidung von zu grosser Luftfeuchtigkeit. Man lasse ferner alle Schösslinge an Bäumen, die Neigung zur Erkrankung zeigen, wachsen, um nicht Wunden hervorzurufen.

289. **Hennings, P.** Über einen schädlichen Orchideenpilz, *Nectria bulbicola* P. Henn. n. sp. (Notizbl. des Kgl. Bot. Gartens u. Museums z. Berlin, 1901, p. 97.)

An kranken Bulben von *Maxillaria rufescens* im Botanischen Garten fand Verf. ein Mycel und an abgestorbenen Bulben die Perithecien einer *Nectria*, die er *Nectria bulbicola* benannte. Der Pilz ist wahrscheinlich aus der Heimat der Orchidee mit eingeschleppt worden.

240. **Ruhland, W.** Über die Ernährung und Entwickelung eines mycophthoren Pilzes (*Hypocrea fungicola* Karst.). (Abhandl. Bot. Ver. Prov. Brandenburg, 1900, Bd. XLII, p. 58, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 176.)

Die „Mycophthorie" der *Hypocrea fungicola* scheint eine erbliche und darum spezifische Eigentümlichkeit dieses Pilzes darzustellen; wenigstens gelang es nicht, Ascosporen der *H. fungicola* auf Holz oder Erde unter Lebensbedingungen, die dem natürlichen Vorkommen der nahe verwandten *H. citrina* entsprachen, zu dauernder Entwickelung zu bringen. Sporen der letzteren Art entwickelten sich gut: schon nach drei Wochen waren jugendliche Stromata gebildet.

Weitere Versuchsreihen, bei welchen Sporen der *Hypocrea* auf totem und lebendem *Polyporus*-Material ausgesät wurden, bewiesen, dass auf beiderlei Substrat der Pilz sich bis zur Ascusfruktifikation entwickeln kann. Auf lebendem Substrat vollzieht sich seine Entwickelung schneller, wenn ihm in einer künstlich erzeugten Wundstelle ein Angriffspunkt gegeben ist.

Die Hyphen der *Hypocrea* entziehen der Wirtspflanze nicht nur ihren plasmatischen Inhalt, sondern sind auch imstande, die Hyphen des *Polyporus* zu lösen, um die so entstandenen Lücken unter bedeutender Anschwellung durch ein schönes grosszelliges „Paraplektenchym" zu füllen. — „Wir kennen," sagt Verf., „demnach nunmehr 5 Typen der Nahrungsaufnahme bei mycophthoren Pilzen: 1. Nahrungsaufnahme mittelst kurzer Haustorien. 2. Hineinwachsen der Hyphen des Pilzes in die seines Wirtes *(Chaetocladium* etc.). 3. Die Hyphen beiderlei Pilze treten in direkte Kommunikation, indem die trennenden Wände gelöst werden. 4. Die Hyphen treten in keinerlei direkte Verbindung; es erfolgt nur Aufnahme von Plasma (*H. Solmsii).* 5. Wie 4., nur findet auch Resorption der Wirtsmembranen statt (vorliegender Fall)."

241. **Benson, C. A.** Sugarcane Pest in Madras. (Dep. Land Records and Agric., Madras. Agric. Branch., vol. II, Bull. No. 86, S. 118—133.)

Bezieht sich auf die von *Trichosphaeria Sacchari* Massee hervorgerufene Krankheit.

Digitized by Google

242. **Barber, C. A.** Sugarcane Diseases in Gódávari and Gánjam Districts. (Departm. Land Rcc. Agric., Madras, Agric. Branch, Bull., vol. 2, No. 48, Madras, 1901, S. 181—194, 1 Taf., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 240.)

Colletotrichum falcatum trat in Gódavari als gefährlicher Parasit, in Ganjam als Saprophyt auf. *Trichosphaeria Sacchari* Westindiens wurde nicht gefunden. Ob Krankheiten vom Typus der Sereh vorkommen, ist sehr zweifelhaft. Beim Rotrost werden die Blätter gelb, dann braun und welken. Dann finden sich auf den Stengelgliedern rote Längsflecke mit weissem Zentrum, die hauptsächlich das Parenchym betreffen. Dessen Zellen sind von Hyphen durchsetzt. An alten, toten Pflanzen finden sich Inkrustationen aus schwarzen, sternförmigen Flecken. Jeder besteht aus schwarzen Haaren, zwischen denen der Pilz zahlreiche sichelförmige Sporen abschnürt. Die Sterne kommen an den Knoten der Stengel und auf den Blättern vor. Die Verbreitung des Pilzes kann nicht der von *Trichosphaeria* gleichen, bei der die Felder die Sporen in grosser Anzahl enthalten und Bohrkäfer als sehr häufige Vermittler auftreten. In vorliegendem Falle sind die Sporen auf den Feldern selten, und Verwundungen fehlen oft völlig. Die Krankheit verbreitet sich offenbar durch kranke Samen von Generation zu Generation.

Neben dem Rotrost kamen Schildläuse, Bohrkäfer *(Diatraea)*, ein Wurzelschmarotzer *(Striga euphrasioides)*, der Blattscheidenpilz (*Cercospora vaginae*) und einige Blattpilzkrankheiten vor.

248. **Howard, A.** The Field treatment of Cane Cuttings in reference to Fungoid Diseases. (West Indian Bull., III, 1902, p. 78, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 12.)

Die Zuckerrohrsetzlinge werden häufig von *Thielaviopsis ethaceticus* befallen, die auf abgestorbenem Rohr auf den meisten westindischen Inseln vielfach vorkommt. Behandlung mit Bordeauxbrühe und Teer, Verbrennen alles toten Rohres und sorgfältige Auslese der Setzlinge.

244. **Dickhoff, W. C. en Arendsen, H. S. A.** De zwartvlekkenziekte der bladbasis. (Archief voor de Javasuikerindustrie, 1901, p. 1009, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 169.)

Beschreibung einer neuen Krankheit des Zuckerrohrs, die vorwiegend im Gebirge auftritt. Die Basis der Blattspreite bekommt schwarze Flecke, die durch eine neue *Cercospora*-Art, *C. acerosum*, hervorgerufen werden.

245. **Dickhoff, W. C. en Arendsen, H. S. A.** Eenige Waarnemingen omtrent de oogvlekkenziekte. (Archief v. de Javasuikerindustrie, 1901, p. 865, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 168.)

Die „Augenfleckenkrankheit" des Zuckerrohres, verursacht durch *Cercospora Sacchari* v. Breda de Haan, zeigt sich bei im Gebirge ungefähr 1200 m hoch angelegten Pflanzungen in ausgedehntem Masse. Stark geschädigt wird jedoch nur eine dunkelfarbige Spielart von dem auf Java am meisten gebauten Cheribonrohr, so dass die Pflanzen zugrunde gehen; eine gestreifte Spielart wird nur gering infiziert, die weisse fast gar nicht.

246. **Boudier, E.** Note sur deux nouvelles espèces de Champignons. (Bull. de la Soc. Bot. de France, 1901, p. 110, m. Taf., cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, Bd. IX, p. 612.)

Auf nicht mehr ganz frischen Blättern von *Narcissus poeticus* verursachte *Cercosporella Narcissi* n. sp. eine Krankheit, die die Blätter zum völligen Absterben brachte. Der Pilz kann dann auch das gesunde Gewebe angreifen. *Scopularia Clerciana* n. sp. kommt nur auf faulendem Holze vor.

Digitized by Google

247. **Aderhold, R.** *Mycosphaerella cerasella* n. sp., die Perithecienform von *Cercospora cerasella* Sacc. und ihre Entwickelung. (Ber. d. Deutschen Bot. Ges., 1900, No. 6, S. 246.)

Cercospora cerasella Sacc. erzeugt rundliche, braune, oft rot umrandete Flecke, die zuweilen aus dem Blatte herausfallen. Da sie zumeist auf älteren Blättern auftritt, ist der Schaden nicht bedeutend. Im Sommer verbreitet sich der Pilz durch die *Cercospora*-Sporen; auf den vorzeitig vergilbenden, abgefallenen Blättern können das Mycel und die Conidienträger lebend überwintern. Daneben wurden auch Perithecien gefunden, die in die Gattung *Mycosphaerella* gehören und *M. cerasella* n. sp. benannt wurden. Ihre Zugehörigkeit zu der *Cercospora* wurde durch Tropfenkulturen erwiesen.

248. **Orton, W. A.** The Wilt Disease of Cotton and its Control. (U. S. Dep. Agric., Div. Veg. Phys. Path., Bull. No. 27, Washington, 1900, 16 S., 4 Taf.)

Neocosmospora vasinfecta, oft in Verbindung mit *Heterodera radicicola* ist die Ursache der Welkkrankheit. Neue Infektionen geschahen mit alten, kranken Pflanzenresten, die im Boden verblieben waren. Den Boden zu sterilisieren, gelang mit keinem Mittel. Man muss Vorbeugungsmittel anwenden.

249. Observations on a disease of Plum-trees. (Report on the working and results of the Woburn experimental fruit farm, by the Duke of Bedford and Spencer M. Pickering, F. R. S. II Report, London, 1900, p. 218, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 177.)

Die in Rede stehende Krankheit der Pflaumenbäume, die mit dem gänzlichen Ruin der infizierten Exemplare endet, wird von *Eutypella prunastri* hervorgerufen. Der Pilz wächst unter dem Periderm. Rinde und Kambium werden an den kranken Stellen gelb und faulig.

250. **Butters, F. K.** A Preliminary List of Minnesota Xylariaceae. (Minnesota Bot. Stud., 2. ser., part. V, Minneapolis, 1901, S. 568—567.)

Es werden 19 Arten aus den Gattungen *Nummularia*, *Ustulina*, *Hypoxylon*, *Daldinia* und *Xylaria* angeführt.

251. **Klebahn, H.** Die Perithecienformen der *Phleospora Ulmi* und des *Gloeosporium nervisequum*. (Vorl. Mitt.) (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 257.)

Auf überwinterten Blättern von *Ulmus montana pendula*, die stark von *Phleospora Ulmi* befallen gewesen waren, fanden sich Perithecien eines Ascomyceten, der als eine neue Art anzusehen ist und *Mycosphaerella Ulmi* benannt wird. Durch Aussaat der Ascosporen auf die Unterseite von Ulmenblättern entstanden nach 23—25 Tagen Lager von *Phleospora Ulmi*.

Auf überwinterten Blättern von *Platanus orientalis*, die alljährlich von *Gloeosporium nervisequum* befallen wird, wurden Perithecien eines Pilzes gefunden, der mit der Beschreibung von *Laestadia Veneta* Sacc. et Speg. ziemlich genau übereinstimmt. Direkte Infektion mittelst Ascosporen gelang nicht; dagegen glückten einige Infektionen durch aus Ascosporen erzielte Reinkulturen. Durch Aussaat auf künstlichen Nährböden wurde ein kreisförmig sich ausbreitendes Mycel mit fruchtkörperartigen Conidienhaufen in oft regelmässig konzentrischer Anordnung, erhalten, und zwar von genau derselben Beschaffenheit wie durch Kultur der Conidien von *Gloeosporium nervisequum*.

252. **Hartig, R.** Beiträge zur Kenntnis des Eichenwurzeltöters (*Rosellinia quercina* m.). (Sep.-Abdr. aus Centralbl. f. d. ges. Forstwesen, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1902, S. 178.)

Im vorliegenden Falle wucherte das weisse, flockige Mycel der *Rosellinia quercina* in ausserordentlicher Üppigkeit in dem grasigen Bodenüberzuge

Digitized by Google

anstatt wie früher in der oberen humosen Bodenschicht. Auf der Oberfläche der erkrankten Wurzeln zeigten sich dieses Mal hier und da noch dunkelbraune sich verästelnde Rhizoctonienstränge. Die kräftigen Korkwarzen zeigten grösstenteils mehrere schwarze Sklerotien. Hebt man mit einem Messer die Korkhaut der Wurzel an solchen Stellen ab oder schneidet auch noch die äusseren Rindenschichten fort, so sieht man, dass an jeder Korkwarze, d. h. von den Sklerotien aus nach allen Seiten hin weisse Mycelbildungen sich fächerförmig in der Rinde ausgebreitet haben. Gerade so, wie von jenen Zäpfchen aus das fädige Mycel entspringt, welches in den Holzkörper der Wurzel eindringt, so nimmt auch an diesen flächenförmig ausgebreiteten Mycelkörpern das ins Holz eindringende Mycel seinen Ausgang. Das äusserlich an die Wurzel gelangende Mycel dringt durch die Lenticellen ein, verbreitet sich in der Rinde fächerförmig und entsendet von da aus das das Holz zerstörende Mycel. Das Mycel dringt überall durch sämtliche Organe des Holzes, insbesondere durch die Markstrahlen, in das Innere ein und gelangt so in die Gefässe, in denen es an vielen Stellen so üppig wuchert, dass man anfänglich die mit Mycel erfüllten Gefässe als weisse Striche erkennt. Bald färbt sich aber mit vorgeschrittener Zerstörung das Gewebe in der Umgebung des Gefässes schwarz. Endlich verschwindet die Schwarzfärbung wieder und das Holz wird durchgehend weissfaul.

Bezüglich der Untersuchung des Zersetzungsprozesses ergab sich folgendes: Wenn das Mycel der *Rosellinia* in das Holz der Wurzel eindringt, so erfüllen die dicken Hyphen nicht nur das Innere der Gefässe, sondern auch vielfach den Innenraum der Parenchymzellen. Die sekundäre Wandung der Tracheïden gibt eine chemische Veränderung dadurch zu erkennen, dass bei Behandlung mit Chlorzinkjod die an das Lumen angrenzenden Schichten sich blau färben. Nur die innerste tertiäre Schicht bleibt lange Zeit noch im verholzten Zustande und tritt durch ihre Gelbfärbung scharf markiert hervor. Im weiteren Verlaufe der Zersetzung zerfällt die sekundäre Wandschicht in zwei Lamellen, von denen die innere sich ganz in Cellulose umwandelt, während die äussere noch längere Zeit hindurch im verholzten Zustande verharrt. Oft wird auch, zumal bei den Leitungstracheïden die ganze sekundäre Wandschicht gleichmässig, d. h. ohne vorangehende Trennung in zwei Lamellen in Cellulose verwandelt. Unter der fortgesetzten Einwirkung des Pilzfermentes erfolgt die Extraktion der verholzenden Substanzen schliesslich auch aus demjenigen Teile der sekundären Wandung, welcher anfangs noch verholzt geblieben war, und nun füllen diese durch Chlorzinkjod sich tiefblau färbenden Wandungsschichten das Innere der Tracheïden vollständig aus usw.

Die Sporen von *Rosellinia quercina*, welche, in Wasser ausgesät, schon nach 24 Stunden keimten, zeigten dieselbe Keimkraft auch noch nach einem Jahre.

k) Sphaeropsideae, Melanconieae, Hyphomycetes.

258. **Voglino, P.** Sopra una malattia dei Crisantemi coltivati. (Mlp., XV, 15 pag., mit 1 Taf.)

Die Krankheit, welche sich durch das Auftreten von unregelmässigen, roten, gelben oder braunen Flecken und nachherigem Verdorren der Blätter kennzeichnet, wird von *Septoria Chrysanthemi* Cav. hervorgerufen. — Die unregelmässigen schwärzlichen Flecke, welche im Herbste von den Blattspreiten, an den Stielen entlang, zu den Stengeln sich herabziehen, werden von *Phoma*

Digitized by Google

Chrysanthemi Vogl. bedingt. — *Phyllosticta Leucanthemi* Speg. tritt auf den Blättern mehr beschränkt auf und bildet darauf kreisrunde graue, später schwarz werdende Flecke, bei welchen sich das tote Gewebe ablöst. — *Septoria* und *Phoma* schienen im genetischen Zusammenhange zu stehen, denn 5 bis 6 Monate alte *Septoria*-Sporen entwickelten *Phoma*-Pyknidien, und rasch keimende Sporen dieser brachten Pyknidien mit *Septoria*-Sporen zur Entwickelung. — Die, besonders die 5 bis 6 Monate alten, Sporen von *Septoria* erzeugen entweder direkt Gonidien oder aber Mycelfäden, an denen sich nachträglich Gonidien ausbilden. — Die Gonidien keimen leicht und können Mycelien mit Pyknidien der *Phoma* hervorbringen. — Die vor kurzem ausgebildeten *Septoria*-Sporen entwickeln, selbst bei niederen Temperaturen (6—10° C.), ein *Septoria*-Mycelium mit neuen entsprechenden (nicht *Phoma*-)Gonidien. — Die *Septoria*-Sporen verbleiben mehrere Monate lang keimfähig und widerstehen den niederen Temperaturen; die Sporen von *Phoma* haben ein sehr beschränktes Leben und gehen bei niederen Temperaturen zugrunde. Solla.

254. **Howard, A.** On *Diplodia cacaoicola* P. Henn.; a parasitic fungus on Sugar-Cane and Cacao in the West Indies. (Annals of Bot., XV, 1901, p. 688, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1908, S. 121.)

Auf dem Zuckerrohr in Westindien findet sich häufig ein Pilz, der die Rinde aufreisst. Aus den Rissen, die mehr oder weniger parallel senkrecht neben einander herlaufen, kommen die schwarzen Pykniden hervor. Der Bau derselben verweist sie in die Gattung *Diplodia*. Der Pilz wurde in Kultur genommen und bildete grosse Mycelmassen, an denen zuletzt wieder Pykniden entstanden. Mit den Mycelien wurden junge Zuckerrohrstengel mit vollem Erfolg infiziert.

Auf den Zweigen und Früchten des Kakaobaumes findet sich nun ein ähnlicher Pilz, der äusserlich und in seinem inneren Bau keine Unterschiede von dem auf Zuckerrohr zeigt. Der Pilz ist auf Grenada sehr häufig und verursacht ziemlich grossen Schaden an den Kakaobäumen, da die Äste unter seinem Angriff abtrocknen. Auch dieser Pilz wurde in Reinkulturen gezüchtet und zur Infektion verwendet. Sowohl Früchte wie Äste wurden mit Erfolg geimpft.

Um nun die Identität der beiden Pilze zu beweisen, wurden wechselseitige Infektionen ausgeführt.

Der Zuckerrohrpilz infizierte Früchte und Äste vom Kakaobaum, der Kakaopilz das Zuckerrohr. Damit ist bewiesen, dass die Krankheiten der beiden Kulturpflanzen von ein und demselben Pilze verursacht werden. Er ist identisch mit der von Hennings aus Kamerun beschriebenen *Diplodia cacaoicola*.

255. **Hennings, P.** Zwei neue parasitische Blattpilze auf Laubhölzern. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 14.)

Septoria Caraganae P. Henn. n. sp. auf den Blättern des Erbsenbaumes, *Caragana arborescens* L. bildet zunächst auf der Blattunterseite schwach gelbliche Flecke, später auf der Oberseite bräunliche, missfarbig werdende Flecke, die häufig zusammenfliessen, die ganze Blattfläche überziehen und abtrocknen. Perithecien klein, schwarzbraun, fast halbkugelig, mit Porus, Conidien stäbchenförmig, gerade oder gekrümmt, farblos.

Fusarium Vogelii P. Henn. n. sp. ruft auf den Blättern der *Robinia Pseud-Acacia* L. rundliche, später sich ausbreitende, dunkelbraune Flecke hervor, die das Blattgewebe völlig zerstören. Auf der Unterseite und vereinzelt

Digitized by Google

auch auf der Blattoberseite treten in diesen Flecken sehr kleine, punktförmige, wachsartige, hellfleischfarbene Pilzlager auf, die aus zahllosen, stäbchenförmigen, geraden oder gekrümmten Conidien bestehen, die auf gegabelten, farblosen Trägern gebildet werden.

256. Krankheiten der Rübe. Betreffs der Beizung der Rübensamen liefern die Blätter für Zuckerrübenbau, No. 11, 1901, S. 161 bemerkenswerte Angaben. Es gibt keine Rübenkrankheit, von welcher sicher nachgewiesen ist, dass sie vom Rübensamen ausgegangen wäre. Die Rübenbeizanstalten liefern keine vollständig pilzfreie Saat. Samen, von denen 48 % mit Phomakapseln behaftet waren, ergaben nach Hollrung ebenso gute Resultate, als sog. präparierte. Aus demselben Samen auf demselben Feldstücke kann man wurzelbrandfreie und wurzelbrandige Rüben erzeugen. Auf bestimmten Feldern kommen alljährlich ganz bestimmte, scharf umgrenzte Flecke vor, wo die jungen Pflanzen wurzelbrandig werden, während sie sonst auf dem ganzen Felde wurzelbrandfrei bleiben. Derselbe Samen, der bei Keimversuchen im Sandkeimbette zahlreiche kranke Keimlinge lieferte, erzeugte, wie Stift berichtet, auf dem Felde keine einzige kranke Rübenpflanze.

257. **Stewart, F. C. and Eustace, H. J.** Notes from the Botanical Department. (New York Agric. Exper. Stat. Geneva, N. Y. Bull. No. 200, S. 81—101, 5 Taf.)

Der Pilz *Cylindrosporium Padi* ergreift auch die Stiele von Kirschfrüchten. — *Colletotrichum Antirrhini* ist nicht auf das Löwenmaul beschränkt, sondern ergreift auch das Leinkraut, *Linaria vulgaris*. — Unvollkommen befruchtete Pfirsiche erreichten eine ziemliche, wenn auch unvollkommene Grösse und blieben bis zum September hängen. Sie können mit den durch die als „Kleinfrüchtigkeit" bekannte Krankheit zurückgehaltenen Pfirsichen verwechselt werden, haben aber einen kleinen Stein und keine Kerne.

258. **Kirchner, O.** Bemerkungen über den Stengelbrenner des Rotklees. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 10.)

Auf den Stengeln der erkrankten Pflanzen bilden sich längliche, in der Mitte eingesunkene, hellbraune, schwarz gesäumte Flecke, die 1—5 cm lang werden und die oberhalb stehenden Blätter und Blüten zum Absterben bringen können. Die Krankheit wird durch ein *Gloeosporium* verursacht, das nach B. Mehner identisch mit dem auf den Blättern des Rotklees vorkommenden *Gl. Trifolii* Peck. sein soll (Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1901, p. 198). Da das *Gloeosporium* des Rotklee-Stengelbrenners nur auf den Stengeln auftritt, auch in Grösse und Gestalt der Sporen kleine Abweichungen zeigt, ist es jedoch als eine neue Art aufzustellen, *Gl. caulivorum* n. sp. Der Umstand, dass die Krankheit auf einer bestimmten, nordfranzösischen Rotkleesorte besonders stark auftrat, während eine grosse Anzahl Kleesorten verschiedener Herkunft wenig oder gar nicht erkrankten, lässt es wahrscheinlich erscheinen, dass der Pilz durch infiziertes Saatgut eingeschleppt worden ist.

259. **Delacroix, G.** Sur le mode de développement du Champignon du „Noir des Bananes" *(Gloeosporium Musarum* Cooke et Massee). (Bull. de la Soc. myc. de France, T. XVIII, fasc. 8, p. 285.)

Der Pilz greift die reifen, unverletzten Bananen an; in die grünen Früchte kann er nur durch Wunden eindringen.

260. **Stewart, F. C. and Eustace, H. J.** An Epidemic of Currant Anthracnose. (New York Agric. Exp. Stat. Geneva, N. Y., Bull. No. 199, S. 63—80, 1 Taf.)

Digitized by Google

Gloeosporium Ribis ergriff die Blätter, Blattstiele, Früchte, Fruchtstengel und Stämme der roten Johannisbeere im Hudsontal und brachte grossen Schaden. Der Pilz befällt auch Stachelbeeren und schwarze Johannisbeeren, verschont sie aber, wo er die rote zur Verfügung hat. Von der Blattfleckigkeit, *Septoria Ribis*, unterscheidet er sich durch die geringe Grösse der Blattflecke, und die vom Käfer *Poecilocapsus lineatus* erzeugten Flecke sind eckig und durchsichtig. *Phyllosticta* ruft noch grössere Flecke als *Septoria* hervor.

261. **Peglion, V.** Sulla diffusione e sui rapporti della golpe bianca coll'allettamento del frumento. (Le Stazioni sperimentali agrar. ital., vol. XXXIV, 1901, p. 588, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 658, Bd. VIII.)

Verf. untersucht die Beziehungen zwischen der als „golpe o carie bianca" in Toskana bekannten Weizenkrankheit (*Fusarium roseum*) und der Lage der Weizenhalme, die wechselnden Erscheinungsformen des Pilzes und seine Gefährlichkeit auch für Nelken, die seit 1889 stetig beobachtet worden ist.

262. **De Jaczewski, A.** Sur une maladie cryptogamique du Genévrier (*Exosporium juniperinum*). (Revue mycol., Année XXIII, No. 90, p. 49. 1901, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. LXXXIX, p. 90.)

Der früher als *Coryneum juniperinum* Ellis in Nordamerika und als *Exosporium deflectans* Karsten in Finnland beobachtete Pilz wurde vom Verf. im Gouvernement Smolensk auf *Juniperus communis* gefunden. Er dringt durch die Blätter in die Zweige ein, die dadurch abwärts gekrümmt werden. Die Büsche sterben nach zwei oder drei Jahren ab.

268. **Aderhold, Rud.** Über die Sprüh- und Dürrfleckenkrankheiten (syn. Schusslöcherkrankheiten) des Steinobstes. (Aus der botanischen Abteilung der Versuchsstation des Kgl. Pomolog. Instituts zu Proskau. Sond. Landwirtsch. Jahrbücher, 1901, Berlin, Paul Parey, 8°, 62 S., m. 1 Taf.)

Unter den zur Blattdurchlöcherung Veranlassung gebenden Pilzen ist für Deutschland zurzeit am beachtenswertesten das *Clasterosporium carpophilum* (Lév.) Ad., *C. amygdalearum* (Pass.) Sacc. Dieser Schmarotzer ist in ähnlicher Weise epidemisch, wie *Cylindrosporium Padi* Krst. in Amerika und *Phyllosticta circumscissa* Cooke es in Australien als Erzeuger der Schusslöcherkrankheit bei Steinobst zu sein scheinen. Das *Clasterosporium* erweist sich meistens von *Phyllosticta Beijerincki* begleitet, deren Parasitismus aber noch nicht bestimmt erwiesen ist, wogegen die ebenfalls als Begleitserscheinung bemerkbare *Cercospora cerasella* Sacc. unzweifelhaft als Parasit betrachtet werden muss.

Mehr auf einzelne Lokalitäten beschränkt sind in Deutschland noch epidemisch beobachtet worden: *Septoria erythrostoma* Thüm. und *Cercospora cerasella* Sacc. auf Kirschen, *Hendersonia marginalis* auf Aprikosen und *Phyllosticta prunicola* auf Pflaumen. In Italien finden sich *Didymaria prunicola* Cav. und *Cladosporium condyloneum* Pass. auf Pflaumen, sowie *Cercosporella Persicae* auf Pfirsich. Letztere Art scheint auch in Nordamerika auf Pfirsich eine weitere Verbreitung zu haben, ebenso wie *Cercospora circumscissa* auf Mandeln.

Wichtig ist die auch anderweitig (z. B. von P. Hennings bei Rostpilzen) gemachte Beobachtung des Verf., dass die Beschaffenheit der Blattflecke mehr abhängig von der Nährpflanze als vom Pilze ist. So kann z. B. um den Krankheitsherd eine rote Saumlinie bald vorhanden sein, bald fehlen, und beispielsweise ergaben Impfungen von *Clasterosporium* auf Kirschbäumchen im Sommer rotumrandete, im Winter dagegen nicht rotumsäumte Flecke.

Schliesslich sei die von Aderhold teilweise auf Grund seiner Impfversuche erlangte Überzeugung hier noch hervorgehoben, dass für die Pilzerkrankung

Digitized by Google

die Disposition der Nährpflanze in Betracht kommt. Junge Blätter sind leichter ansteckbar, aber wegen ihrer grösseren Reaktionsfähigkeit schwerer vom Parasiten zu bewältigen, während sich ältere Blätter schwerer ansteckbar erweisen, aber leichter dem Pilze erliegen.

264. Die Fleckenkrankheit der Kirschbäume. (Jahresb. d. Deutschschweiz. Versuchsstation zu Wädensweil, No. VIII.)

Die durch *Clasterosporium Amygdalearum* hervorgerufene Fleckenkrankheit des Steinobstes zeigte sich in den letzten Jahren in verstärktem Masse, stellenweise so stark, dass auf weite Strecken kein gesunder Baum anzutreffen ist. Ausser den Blättern wurden auch junge Zweige angegriffen und sehr häufig die Früchte. Die Krankheit wurde bei Kirschen, Pflaumen und Aprikosen beobachtet. Durch die Beschädigung der Blätter wird die zuckerbildende Tätigkeit des Laubwerks beschränkt, was sich zunächst in einem ungenügenden Ausreifen der Früchte, besonders aber in einem mangelhaften Wachstum des Baumes äussert. Zur Bekämpfung der Fleckenkrankheit empfiehlt sich besonders:

Erhöhung der Widerstandsfähigkeit der Bäume durch geeignete Düngung, namentlich auch mit Kalk. Rückschnitt der stärker geschädigten Bäume. Unschädlichmachen der am Boden überwinternden Sporen durch frühes Unterpflügen auf Äckern und Überstreuen mit frischgelöschtem staubförmigen Kalk auf Wiesen und zwar vor dem Austreiben der Bäume. Bespritzen der niederen Bäume und der unteren Äste an höheren mit $^1/_2$—1 proz. Bordeauxbrühe bald nach der Blüte.

265. **Voglino, P.** Il carbone del garofano. (S.-A. aus Annali R. Accad. d'Agricolt. di Torino, 1902, vol. XLV, 13 S., 1 Taf.)

Die durch *Heterosporium echinulatum* (Berk.) Cooke hervorgerufene Erkrankung der Gartennelken trat auch in der Riviera und bei Turin auf. Verf. bestätigte das Zusammentreffen der von Magnus erwähnten Bedingungen und fand auch einiges über die Natur der Hyphen und des Mycels, sowie über das Keimen der Conidien, nach eigenen Beobachtungen, hinzuzufügen.

Ähnlich der *Alternaria Vitis* Cav. vermögen auch bei *Heterosporium* die Conidienträger an der Vermehrung des Pilzes, wenigstens in Nahrlösungen (vgl. Cavara, 1888), beizutragen. Die Infektion des Pilzes mittelst reifer Conidien in Wassertropfen geschieht sehr leicht, und die Krankheit entwickelt sich bereits binnen wenigen Tagen. Ihre Entwickelung wird durch höhere Temperaturgrade gefördert. Stets dringt der Keimschlauch der Conidien durch die Spaltöffnungen in die Wirtpflanze ein. Solla.

266. **Heinsen, E.** Beobachtungen über den neuen Getreidepilz *Rhynchosporium graminicola*. (Sond. Jahrb. d. Hamburger Wissensch. Anst., XVIII, 1900 [8. Beiheft, Mitt. a. d. Bot. Museum], m. 4 Taf.)

Rhynchosporium graminicola scheint in Deutschland sehr verbreitet zu sein; doch hat der Pilz bisher nur selten grössere Verheerungen angerichtet. Er ist in Schlesien, der Mark, Mecklenburg und der Rheinprovinz gefunden worden an Roggen und Gerste, vereinzelt auch an Weizenblättern. In einem Falle in Tirol hatte der durch den Pilz stark geschädigte Roggen durch Fröste gelitten. Der Pilz tritt sehr zeitig im Frühjahr an den ganz jungen Pflanzen auf, wurde auch schon im Herbst kurz nach dem Ergrünen des Winterroggens gefunden. Wahrscheinlich erhält er sich mit den durch den Winter kommenden Roggenblättern lebensfähig, vermag auch längere Zeit in der Erde zu vegetieren. Er ist ein spezifischer Blattpilz, der nur an der Spreite, ganz selten an der Blatt-

Digitized by Google

scheide gefunden wurde. Er bildet Blattflecke von elliptischer Form, die am jungen, grünen Blatte eine weiss- bis blaugraue Färbung zeigen, später von einem gelblichen Ringe eingefasst werden, während die Mitte missfarbig grau wird. Beim Vergilben des Blattes wird der Rand dunkelbraun. Bei heftigem Auftreten des Pilzes verbinden sich häufig die einzelnen Flecke. Die eigenartigen, schnabelförmigen Conidien sind farblos, meist septiert, zweizellig. In manchen Kulturen wurden daneben noch kugelige Sporen mit hefeartiger Sprossung gefunden, bei deren Auftreten die Erzeugung der ursprünglichen schnabelförmigen Conidien allmählich eingestellt wurde. Irgendwelche weiteren Fruchtformen sind nicht konstatiert worden. Bei den Versuchen hat sich die streng parasitäre Natur des Pilzes herausgestellt und es ergab sich eine leichte Empfänglichkeit bei Gerste und Roggen, eine schwere bei Weizen und eine Immunität des Hafers.

267. **Mottareale, Y.** In merito al parassitismo del vaiuolo dell'Olivo. (S.-A. aus Ann. della R. Scuola super. d'Agric. in Portici, 1901, 16 p., cit. Zeitschr. f Pflanzenkrankh., 1901, S. 848.)

Verf. schildert einige von ihm im Freien vorgenommenen Infektionsversuche mit den gekeimten Conidien des *Cycloconium oleaginum* Cast., den man bis jetzt als Urheber jener angesehen hat. Auf Grund des Misserfolges seiner Versuche und auf Grund einiger Beobachtungen glaubt Verf., der genannte Pilz sei nur ein Schwächeparasit und trete nur als Folgeerscheinung anderweitig kranker Bäume auf. Beispielsweise wurdeu von Lari Muster eingesendet von kranken Pflanzen, welche auf dichtem feuchtem Boden wuchsen und der Wurzelfäule anheimgefallen waren; auf deren Blättern hatte sich das *Cycloconium* angesiedelt. — Bei Anoia (Calabrien) fand Verf. im Innern eines gesunden und wohlgepflegten Ölberges, auf einem kreisrunden Platze, an Gummifluss leidende Bäume; dieselben waren auch vom Pilze heimgesucht, während letzterer auf keiner der gesunden Pflanzen ringsum vorkam. — Auch glaubt Verf. dieselbe *Cycloconium*-Art auf den Blättern von *Quercus Ilex* zu Portici beobachtet zu haben, welche Bäume in ungünstiger Lage waren; aber statt zugrunde zu gehen, hatten sie sich nach einigen Jahren vollständig erholt und wiesen keine Spur des Pilzes mehr auf. — Darnach wären auch die Bekämpfungsmittel nicht in der Bordeauxmischung zu suchen, sondern auf eine rationelle Kultur der Pflanzen und auf eine gesunde Drainage des Bodens zu richten.

268. **McAlpine, D.** The First recorded Fungus-Parasite on *Epacris*. (Victor. Nat., vol. 17, S. 186—187.)

Epacris impressa Labill. zeigte aschgraue Blätter, die frühzeitig abfielen. Die Ursache war *Cladosporium Epacridis* n. sp. Dieser Pilz unterscheidet sich dadurch von *C. epiphyllum* Mart., dass er auf der Blattoberseite erscheint.

269. **Molliard, M.** Fleurs doubles et parasitisme. (Comptes rendus hebdom. de l'Acad. d. Sc. Paris, T. CXXXIII, 1901, p. 548, cit. Centralbl. f. Bakt., 1902, p. 90, Bd. VIII.)

Im Anschluss an frühere Beobachtungen des Verf. über die Beziehungen zwischen Blütenfüllungen und den Wirkungen tierischer und pflanzlicher Parasiten wird berichtet, dass auch die Infektion unterirdischer Organe genügt, um Blütenfüllungen zu erzeugen. Pflanzen von *Primula officinalis* mit gefüllten Blüten waren an den Wurzeln von einem *Dematium* ähnlichen Pilze besiedelt, gefüllte Exemplare von *Scabiosa Columbaria* waren von *Heterodera radicicola*

Digitized by Google

befallen. Gesunde, normalblütige Scabiosen in die mit *Heterodera* infizierte Erde gepflanzt, bildeten gefüllte Blüten.

270. **Tubeuf, v.** Über eine Krankheit junger Rübsenpflanzen. (Arb. d. Biol. Abt. f. Land- und Forstwirtsch. u. Kais. Gesundheitsamte, 1901, Bd. II, Heft 2, mit 1 Abbild.)

Bei einer Erkrankung junger Pflänzchen von Raps, Rübsen und anderen Cruciferen wurde das Vorkommen von *Arthrobotrys oligospora* und von kleinen Nematoden beobachtet, wie sie in faulenden Stoffen häufig sind. Verf. suchte durch Versuche festzustellen, ob der bisher nur als Saprophyt bekannte Pilz die Ursache der Krankheit sei. Bei den in geschlossenen Glasgefässen gezogenen Keimlingen zeigten sich an den Stengeln und Kotyledonen braune Striche und Flecke, die von einem oberflächlich verlaufenden Mycel herzurühren schienen, dessen Hyphen in die braunen Zellen eingedrungen waren, in denen grosse, verschiedenartig geformte Dauersporen von *Arthrobotrys* lagen. Doch fanden sich auch vom Pilze übersponnene Pflänzchen ohne braune Flecke. Zopf hat zuerst die Beobachtung gemacht, dass in den von *Arthrobotrys* gebildeten Schlingen sich massenhaft Älchen fangen, noch lebend vom Mycel infiziert, durchwuchert und bis auf die stärkeren Chitinteile aufgezehrt werden. Verf. fand nun in den Wandungen der gebräunten und getöteten Zellen äusserst feine Stichöffnungen, die, seiner Ansicht nach, von dem Mundstachel der saugenden Älchen herrühren und dem *Arthrobotrys*-Mycel das Eindringen in die Zellen ermöglichen. Die Älchen bereiteten demnach für den Pilz die toten Zellen, in denen er seine Dauersporen bildet; die absterbenden Pflänzchen dienten den Älchen zur Nahrung. In gleichen Kulturen ohne Älchen zeigte sich bei Infektion mit *Arthrobotrys* keine Erkrankung.

Eine von dieser scharf unterschiedene zweite Krankheit der Keimlinge, bei der braune Flecke nicht auftreten, wird von einem Pilze verursacht, der in feucht gehaltenen Töpfen alle Pflänzchen tötet, wahrscheinlich *Sclerotinia Sclerotiorum*.

271. **Woodworth, C. W.** Orange and Lemon Rot. (Univers. of California Exp. Stat. Bull. No. 139, 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. XC, p. 164.)

Beschreibung einer durch *Penicillium digitatum* verursachten Fäulnis bei Orangen und Limonen und Angabe von Bekämpfungsmitteln.

272. **Rolfs, F. M.** *Rhizoctonia* and the Potato. (Science N. S., XIV, 1901, p. 899, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. LXXXIX, p. 311.)

Die *Rhizoctonia* ist sehr leicht von infizierten Knollen auf gesunde und auf junge Pflanzen übertragbar. In der Regel werden zumeist zarte Gewebe angegriffen, aber unter geeigneten Bedingungen können alle Teile der Pflanze infiziert werden.

l) Bekämpfungsmittel.

278. **Falke.** Über in Eckendorf angestellte Versuche zur Gewinnung von brandfreiem Saatgut. (Deutsche landwirtsch. Presse, 1902, p. 575, 584.)

Die Versuche wurden mit Gerste und Hafer angestellt, die mit einer Formalinlösung desinfiziert und dann einem Trocknungsprozess unterworfen wurden, um in möglichst kurzer Zeit ein von keimfähigen Brandsporen freies, versandfähiges Saatgut zu liefern. Die Abtötung der Brandsporen gelang mit Sicherheit durch eine gründliche Benetzung mit 0,4 % Formaldehyd, so dass keine Stelle eines Kornes unbefeuchtet blieb, und nachherigem Trocknen im Trockenapparat. Durch das Trocknen nach der Desinfektion wird die Keim-

Digitized by Google

fähigkeit nicht unbedeutend erhöht, so dass dieselbe durch das gesamte Desinfektionsverfahren durchaus keine Verschlechterung erfährt.

274. **Weiss.** Das richtige Beizen des Saatgutes gegen die Brandpilze, besonders gegen den Steinbrand des Weizens. (Praktische Bl. f. Pflanzenschutz, Jahrg. IV, Heft 9.)

Das Beizen des Saatgutes kann nur erfolgreich sein, wenn alle Körner an ihrer ganzen Oberfläche gründlich benetzt werden. Man schütte eine geringe Menge Weizen in eine nicht zu tiefe, bis oben mit Wasser gefüllte hölzerne Wanne, rühre tüchtig um, dass die brandigen Weizenkörner und die den Körnern anhaftenden Sporen obenauf kommen und vom überfliessenden Wasser abgeschwemmt werden.

Die Körner sind dann 2—8 Std. lang in einer $^1/_2$ %igen Kupfervitriollösung unter öfterem Umrühren zu beizen, danach mit frischem Wasser abzuspülen und in dünnen Schichten zum Trocknen aufzuschütten.

275. **Selby, A. D.** The prevention of Onion Smut. (Bull. No. 81, Ohio Agric. exp. stat., 1902, cit. Bot. Centralbl., 1902, Bd. LXXXIX, p. 650.)

Beschreibung verschiedener Methoden, den Zwiebelbrand mittelst Formalin und ungelöschtem Kalk zu bekämpfen.

276. **Miani, D.** Über Einwirkung von Kupfersulfat auf das Wachstum lebender Pflanzenzellen. (Berichte d. Deutsch. bot. Ges., 1901, Heft 7.)

Die Versuchsobjekte (Pollen und Sporen verschiedener Pflanzen) wurden nicht in Flüssigkeiten, sondern in feuchter Luft in nicht zu grosser Entfernung vom Kupfer zur Keimung gebracht, wobei drei verschiedene Methoden in Anwendung kamen. Für die Keimung wurde nur destilliertes Wasser benutzt. Das Kupfer wurde entweder in Form von Ringen, Stäbchen oder Lamellen angewendet, die in der Nähe der Versuchsobjekte angebracht waren, oder es wurden Kupferlamellen mit Sporen oder Pollenkörnern übersäet, oder drittens neue Kupfermünzen in destilliertes Wasser oder Nährlösung hineingebracht und darin 1, 2, 3, 4 oder mehr Tage belassen und dann von dieser „gekupferten Lösung" für die Kulturen im Hängetropfen verwendet.

Auf Grund seiner Versuche kommt dann Verf. zu dem Resultat, dass: 1. das Kupfer und die gekupferten Lösungen die Keimung von Pollenkörnern und Ustilagosporen nicht hindern, 2. dass keimfähige Pollenkörner in leicht gekupfertem Wasser besser keimen, als in einfachem Wasser oder in Nährflüssigkeit, das Kupfer also eine befördernde Wirkung ausübt, und 3. dass das Kupfer diese Wirkung durch blosse Gegenwart hervorzurufen vermag und zwar desto mehr, je näher es den Versuchsobjekten liegt.

277. **Hattori, H.** Studien über die Einwirkung des Kupfersulfats auf einige Pflanzen. (Sep.-Abd. a. d. Journal of the College of Science, Imperial University, Tokyo Japan, vol. XV, Pt. 3, 1901, S. 371—394, 1 Taf.)

Ein Nadelholzzweig, der in einer sehr verdünnten Kupfervitriollösung verweilte, zeigte folgendes: Der Siebteil erhält zuerst eine gelb bräunliche Verfärbung, die Chlorophyllkörner sind missgestaltet und schliesslich tritt Bräunung der Nadeln ein. Die Verfärbung schreitet nun von unten nach oben fort und zuletzt verbreitet sie sich auf alle Teile des Zweiges. Die minimale Konzentration des Kupfervitriols, welche auf Zweige von *Cryptomeria*, *Pinus* und *Thuja* schon schädlich einwirken kann, liegt zwischen 0,001—0,005 %. *Thuja* ist etwas widerstandsfähiger als die zwei anderen Arten.

Die Gartenerde besitzt eine merkliche Absorptionskraft für Kupfersalze und demgemäss dient sie in ihr erwachsenen Pflanzen als ein entgiftendes

Digitized by Google

Mittel, so dass stark gekupferte Topfpflanzen auf längere Zeitdauer ihre Lebenstätigkeit fortsetzen können. Die Giftwirkung des Kupfersalzes ist von der Luftfeuchtigkeit abhängig, insofern diese die Grösse des Transpirationsstromes beeinflusst.

Die Wurzeln von Erbse und Mais sind gegen das Kupfer so empfindlich, dass sie schon in stark verdünnten Kupfervitriollösungen absterben. Am empfindlichsten ist gewöhnlich die Wachstumszone. Die erkrankte Wurzel wird zuerst milchweiss, dann schwach gelblich braun, und schliesslich dunkelbraun.

278. **Clark, J. F.** On the toxic properties of some copper compounds with special reference to Bordeaux mixture. (Bot. Gaz., 1902, Bd. XXXIII, p. 26.)

Die fungicide Wirkung der Bordeauxbrühe und anderer Kupfermittel entsteht erst durch die lösende Wirkung der Pilze selbst: das von ihnen gelöste Quantum genügt, um sie zu töten. — Einen weiteren Teil der Kupferverbindung bringt die Wirtspflanze in Lösung. Auf einigen Tabellen veranschaulicht Verf. die Unterschiede der Giftwirkung verschiedener Kupferpräparate etc.

279. **Guozdenović, Fr.**, Über die Verwendbarkeit des Meerwassers zur Bereitung der Kupferkalkbrühe. (S.-A. a. d. Zeitschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1901, 9 pp.)

Die angestellten Untersuchungen ergaben, dass vor der Anwendung des Meerwassers zur Bereitung der Kupferkalkbrühe sowohl allein als auch vermischt mit Süsswasser wegen der zerstörenden Wirkung derselben gewarnt werden muss.

280. **Guozdenović, Fr.** Bericht über die Tätigkeit der k. k. landwirtschaftlich-chemischen Versuchsstation in Spalato im Jahre 1900. (S.-A. a. d. Zeitschr. für das landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1901, 20 pp., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 67.)

Es wurden Versuche angestellt, ein billigeres Ersatzmittel für Kupfervitriol zur Bekämpfung der *Peronospora* ausfindig zu machen. Versucht wurden: Zinkvitriol, phenolschwefelsaures Zink, Kadmiumsulfat, Nickelsulfat und Kupfervitriol in normalen und reduzierten Mengenverhältnissen, sowie unter Zusatz von Eisenvitriol; daneben wurde auch die Wirkung des „Eclair" von Vermorel zur Wiederholung der diesbezüglichen vorjährigen Versuche geprüft. In Kombination mit der Kupferkalkbrühe, aber auch selbständig, wurde das Verhalten kleiner Mengen Kaliumpermanganat gegenüber den Rebkrankheiten, insbesondere dem *Oïdium* erprobt. Aus den bisherigen Schlussfolgerungen ist zu entnehmen, dass unter den erprobten Mitteln zur Bekämpfung der *Peronospora* das einzige Nickelsulfat den Kupfervitriol bezüglich der erfolgreichen Wirkungsweise zu ersetzen imstande wäre, der jetzige noch relativ hohe Erstehungspreis des Nickelsulfates lässt jedoch dasselbe zur gedachten Anwendung vorläufig nicht empfehlen. Billigere Ersatzmittel gibt es demnach zurzeit nicht, während andererseits nachgewiesen wurde, dass eine doch mögliche Reduktion der allgemein üblichen Bereitungsformeln für die Kupferkalkbrühe eine genügend befriedigende Lösung der ökonomischen Frage der Behandlung mit sich bringt. Die Beigabe von Eisenvitriol (100 g pro 1 hl) zur Kupferbrühe scheint sich ziemlich indifferent zu verhalten. „Eclair" (dem Wesen nach Kupferacetat) wirkt ausgezeichnet auch in 1% Lösung; dessen Verwendung gestaltet sich jedoch viel zu teuer. Ein geringer Zusatz von Kaliumpermanganat (100 g pro 1 hl) zur Kupferbrühe hat sich als sehr vorteilhaft

Digitized by Google

gezeigt, indem durch seine sofortige zerstörende Einwirkung die Rebe von den momentan vorhandenen pilzlichen Organismen befreit wird. Gegen das *Oïdium* auf den Trauben scheint die Permanganatlösung so lange keine genügende Garantie zu liefern, bis nicht eine Substanz ermittelt wird, aus deren Vereinigung die momentane Haftbarkeit der Lösung gesteigert wird. Um die Träubchen zur Zeit der Blüte vor dem Anfalle der *Peronospora* zu schützen, hat sich das Bestäuben derselben mit Schwefelkupfervitriolmischung am besten und erfolgreichsten bewährt.

Hinsichtlich der Frage über die Verwendbarkeit des Meerwassers für die Bereitung der Kupferkalkbrühe haben die vom Berichterstatter im letzten Jahre auf breiter Basis wiederholten Versuche in Übereinstimmung mit denjenigen vom Jahre 1898 ergeben, dass von der Verwendung des Meerwassers zum gedachten Zwecke entschieden abzuraten ist.

281. **Gnezdenović, F.** Erfahrungen über die Bekämpfung des *Peronospora* mit Kupfervitriol und einigen dafür vorgeschlagenen Ersatzmitteln. (Mitt. der k. k. landw.-chem. Versuchsstation in Spalato. (S.-A. a. d. Zeitschr. f. d. landwirtsch. Versuchswesen in Österreich, 1901, 17 pp., cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 242.)

Als entsprechendes Ersatzmittel für Kupfervitriol bei Bekämpfung der Peronospora kann eigentlich nur das Nickelsulfat angesehen werden, dessen $^1/_2$% ige Brühe noch vollständig dem Zwecke entspricht. Die übrigen dagegen entsprechen nicht in dem gewünschten Grade den Bedingungen eines sicheren Schutzes der Rebe und einer gleichzeitigen Unschädlichkeit für letztere. Dass Zinkvitriol in höheren Konzentrationen (z. B. 2%) vielleicht eine bessere und sichere Wirkung ausüben kann, soll nicht bestritten werden. Dieses Mittel würde jedoch in Rücksicht auf den Preis seiner Bestandteile (Zinkvitriol und Soda) kaum mehr ökonomisch sein. Somit gibt es unter den untersuchten Materialien vorläufig kein billigeres Ersatzmittel.

Nach wie vor bleiben indessen das Kupfer und seine Verbindungen unter allen bis jetzt ersonnenen Mitteln zur Bekämpfung der Peronospora an erster Stelle. Dem Kupferacetate, beziehungsweise den Präparaten, welche Kupferacetat enthalten (Verdet, Eclair etc.) ist das Kupfervitriol nur der Billigkeit halber vorzuziehen. Selbst die kleinsten Kupfervitriolgaben in Form von richtig bereiteter Kupferkalkbrühe, eine ordentliche Bespritzungsarbeit vorausgesetzt, haben sich genügend wirksam gezeigt. Die Möglichkeit der Reduktion der allgemein üblichen Formeln zur Bereitung der in Rede stehenden Brühe bringt zugleich eine genügend befriedigende Lösung der ökonomischen Frage der Behandlung mit sich. Wenn man auch nicht direkt die nur $^1/_4$%ige Kupfervitriolbrühe, womit noch günstige Resultate erzielt wurden, allgemein empfehlen will, so kann man doch mit Bestimmtheit sagen, dass eine $^1/_2$%ige Brühe in allen Fällen genügt; nur muss man dabei, wie übrigens auch bei Anwendung konzentrierterer Brühen, auf die Anzahl der durchzuführenden Bespritzungen das grösste Gewicht legen. Sie muss sich nach dem Verlauf der Witterung richten und den Umstand nicht vernachlässigen, dass die allmählich nachwachsenden Blätter eines Schutzmittels ebenfalls bedürfen. Für südliche Gegenden sind bis zur Blütezeit wenigstens zwei Bespritzungen notwendig und die erste muss sehr zeitig vorgenommen werden, sobald die jungen Triebe 4—6 Blätter entwickelt haben. Um die Träubchen während der Blüte kräftiger gegen die Anfälle der Peronospora zu schützen, ist es besonders empfehlenswert, neben der Bespritzung mit Kupferkalkbrühe eine ordentliche Bestäubung

Digitized by Google

der Träubchen mit Kupfervitriolschwefelmischung vorzunehmen; letztere kann im Notfalle unmittelbar nach der Eintrocknung der Spritzflecken oder den Tag darauf stattfinden. Die späteren Bespritzungen können dann in viel längeren Zwischenzeiten erfolgen. Im Notfalle helfen saure Brühen ($^1/_2$%ige Normalbrühe + $^1/_4$%ige Kupfervitriol im Überschusse) besser.

Der Zusatz von Kaliumpermanganat zur genannten Brühe (100 g pro 1 hl) kann wegen der zerstörenden Einwirkung auf pilzliche Organismen auf das eindringlichste empfohlen werden. Ein solcher Zusatz erscheint besonders in regnerischen Jahren und dann sehr angezeigt, wenn die Gefahr einer heftigen Peronosporainvasion sehr nahe liegt. Die daraus entstehende verhältnismässig sehr kleine Mehrausgabe bezahlt sich unter allen Umständen. Wegen der sehr leichten Zersetzbarkeit dieses Materials, wobei es seine Wirkung einbüsst, soll die Brühe, in kleineren Partien bereitet, sowenig als möglich mit hölzernen Geschirren in Berührung bleiben; ältere, für die Bereitung der Kupferbrühe schon länger verwendete Holzbottiche sind vorzuziehen.

282. **Beach, S. A. and Bailey, L. H.** Spraying in Bloom. (New York Agric. Exp. Stat. Geneva, N. Y., Bull. No. 196, cit. Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1992, p. 70.)

In Geneva wendete man die Bordeauxbrühe mit schwacher Zuckerlösung an; diese beeinflusste schon in geringer Menge (2 : 10000) die Keimung des Pollens ungünstig und verhinderte in grösserer Menge (50, 100 und 200 : 10000) diese fast ganz oder gänzlich. Dieselbe mit Arsenbeigabe verhinderte frühzeitig besprengte Blüten gänzlich an der Fruchtbildung. Waren aber die Blüten bereits einige Tage geöffnet gewesen, so setzten sie trotz der Besprengung Frucht an. Vor allem ist eine Befeuchtung der Narbe schädlich und ohne Ausnahme der Fruchtbildung hinderlich.

288. **Sturgis, W. C.** Peach-foliage and Fungicides. (Rep. Connecticut Agric. Exp. Stat. for 1900. Part. III, p. 219—254, Taf. III, IV, V.)

Wenn die Bordeauxbrühe mehr als 2 Pfd. Kupfervitriol auf 50 Gall. Wasser (900 g auf 2,25 hl) enthielt, so traten an den Blättern und an den Früchten der Pfirsichbäume Schädigungen ein. Die Blätter zeigten die charakteristischen Merkmale der „Schusslöcher“ und des „Spitzenbrandes“. Daneben trat Entblätterung auf. Die Früchte entwickelten sich nicht oder schlecht. Ebenso erzeugte scharfe Sodabordeauxbrühe Schäden. Nahm man $3^1/_4$ Pfd. Kupfervitriol auf 30 Gall. Wasser (1,475 kg auf 1,36 hl), so war die sodahaltige Bordeauxbrühe schädlicher als die kalkhaltige. Die ammoniakalische Kupferkarbonatbrühe war ebenso schädlich wie die Bordeauxbrühe von der Formel 8 : 3 : 50. Schwächere Bordeauxbrühen waren weniger nachteilig und es ist nicht ausgeschlossen, dass der hervorgerufene Schaden durch den Vorteil der besseren Fruchtqualität aufgewogen wird. Aber genaue Daten fehlen. Jedenfalls darf man solche Mischungen nicht empfehlen. Das als Kupferacetat verkaufte Subacetat (Verdegris) in der Stärke von 8 Unz. auf 45 Gall. (225 g auf 2 hl) brachte starke Entblätterung mit sich.

284. **Beiz- und Schälversuche mit Rübensamen.** (Zeitschr. f. Pflanzenkr., 1902, p. 181.)

In Aderstedt kamen bei Feldversuchen als Beizmittel Karbolsäure (Methode Hellriegel), Schwefelsäure (nach Hiltner), Lysol und Chlorkalk zur Anwendung. Die Methode von Hellriegel besteht in einem zwanzigstündigen Einweichen der Rübensamenknäule in einprozentige Karbolsäure; die Hiltnersche Methode wendet halbstündige Einwirkung von konzentrierter Schwefelsäure

Digitized by Google

an mit nachherigem Abspülen der geschwärzten Knäule in fliessendem Wasser und Kalkmilch. Lysol wurde in zweiprozentiger Lösung während 20 Stunden verwendet, Chlorkalk in einprozentiger Lösung in zwei Stunden. Die Schwefelsäureknäuel gingen am frühesten auf und zeichneten sich nebst den Chlorkalkknäueln durch ihren äusserst gesunden Stand aus. Nächstdem kamen die Karbolknäuel, während die Lysolknäuel hinter den ungebeizten Samen zurückblieben, die ein wenig in der Blattfarbe und Blattentwickelung den anderen nachstanden. Die Versuche wurden mit „geschälten" Samen fortgesetzt, d. i. ein solcher, der auf mechanischem Wege, durch eine Rübensamenschälmaschine, von der knorpeligen, runzeligen Aussenhülle befreit worden ist, weil nach neueren Beobachtungen die Krankheitserreger vornehmlich an der Oberfläche und im Innern dieser Hülle haften. Es trat eine unverkennbare günstige Einwirkung bezüglich der Keimschnelligkeit und der damit verbundenen besseren Entwickelung der Pflanzen klar zutage. 4 ccm 40 $^0/_0$ ige Formalinlsöung auf ein Liter Wasser steigert sowohl bei Rübensamen, wie bei Weizen und Hafer Keimenergie und Gesamtkeimkraft. Bei stärkerer Konzentration sinken Energie und Keimkraft. Bei Weizen und Hafer wirkt Schwefelsäure direkt schädlich, Rübensamen erfahren eine wesentliche Förderung. Durch das Trocknen bei hohen Temperaturen erleidet der Rübensamen um so grösseren Schaden, je höher der Wassergehalt des betreffenden Saatgutes war; eine allmählich gesteigerte Temperatur übt weniger ungünstigen Einfluss aus, wie die plötzliche Einwirkung hoher Wärmegrade. Ungünstige Witterungsverhältnisse während der Versuchsdauer bedingten eine grosse Anzahl kranker Pflanzen, so dass die Versuche nicht als abgeschlossen gelten können.

285. Arbeiten aus der biologischen Abteilung für Land- und Forstwirtschaft am Kaiserl. Gesundheitsamte. (Bd. III, Heft 2, Berlin, Julius Springer und Paul Parey, 1902, 8°, 47 p., Preis 2 Mk.)

Vorzugsweise Untersuchungen von Reg.-R. Dr. Moritz über die Wirkung insekten- und pilztötender Mittel auf das Gedeihen der damit behandelten Pflanzen, sowie Mitteilungen über die Wirkung von Schwefelkohlenstoff auf Schildläuse. Den Schluss bildet die Darlegung von Versuchen, betreffend die Wirkung von gasförmiger Blausäure auf Schildläuse, insbesondere auf die San José-Schildlaus.

Digitized by Google

V. Wechselbeziehungen zwischen Pflanzen und Tieren.

Referent: C. W. v. Dalla Torre.

A. Befruchtungs- und Aussäungseinrichtungen.

Disposition.

I. Allgemeines.

Geschichtliches No. 11, 80 (Cyrillo).
Befruchtung im allgemeinen No. 12.
Polymorphismus der Staubgefässe.
Blumen und Fledermäuse.
Blumen und Vögel.
Blumen und Insekten No. 16, 20 (Mexiko), 27 (Arktisch und Antarktisch), 28, 34 (Pará), 49, 50 (Wisconsin), 74, 117 (Schemabilder), 142 (Lehrbuch).
Insekten No. 19 (Mundteile).
Hymenopteren.
Bienen No. 68, 82, 96, 102.
Honigbiene.
Schmetterlinge No. 81.
Fliegen No. 52, 78 (Bombylidae), 91 (saprophil), 147.
Käfer No. 91 (saprophil).
Blattläuse.
Psychologie der Blumenbesucher No. 89 (Ameisen), 102 (Irrungen).
Mimicry No. 66, 123, 144.
Blumentheorie.
Staubgefässe und Pollen No. 2 (Vitis), 77 (Untersuchung), 126 (Corylus).
Bewegungen No. 17, 26, 87.
„Biologie" No. 6, 35, 86, 48, 120, 141.
Mutation.
Korrelation No. 132 (Bestäubungseinfluss).
Anpassungsverhältnisse No. 4 (Zygomorpha), 8, 24 (Alpenblumen), 41 (Wind), 44 (Buntblättrigkeit), 58, 59, 60, 61, 105, 110, 112, 131, 139.

II. Ungeschlechtliche Fortpflanzung, Selbstbefruchtung, Kreuzung.

Ungeschlechtliche Fortpflanzung No. 5 (Heterogenesis), 128 (Agamie).
Parthenogenesis No. 28, 78, 99 (Parthenocarpie), 101.
Viviparität No. 84.
Selbstbesäubung No. 71.
Fremdbestäubung.
Künstliche Bestäubung No. 85.
Kreuzung No. 88.
Xenien No. 188.
Doppelbestäubung.
Bastardierung.

Digitized by Google

III. Farbe und Duft der Blumen.
Farben im allgemeinen No. 88 (Farbenwechsel), 86.
Farben und Insekten.
Duft der Blumen No. 49.

IV. Honigabsonderung No. 48 (Tecoma), 121, 122, 125 (Saftdecke).
Extranuptiale Nektarien No. 68, 92, 98, 146.
Honigraub No. 124.

V. Schutzmittel der Pflanzen und deren Teile No. 14, 69, 140.

VI. Sexualität. Verschiedene Blütenformen bei Pflanzen derselben Art.
Sexualität im allgemeinen No. 108.
Geschlechtswechsel No. 8 (Androgyn).
Di- und Polymorphismus.
Heterostylie No. 64, 137.
Kleistogamie No. 45, 46.
Dichogamie.
Beweglichkeit der Sexualorgane.
Kastration No. 47.

VII. Besondere Blüteneinrichtungen etc.

Acacia No. 40.
Alnus No. 109.
Berberidaceae No. 130.
Campanulaceae No. 111.
Cassia No. 62.
Crassulaceae No. 54.
Cruciferae No. 54.
Cyclamen No. 9.
Echium No. 56.
Epiphegus No. 79.
Gabelgerste No. 106.
Gentiana No. 18.
Geranium No. 57, 76, 118.
Helianthus No. 80.
Hepatica No. 100.
Ilex No. 22.
Lathyrus No. 65, 88.
Leguminosae No. 53.
Limnocharis No. 55.
Loasa No. 114.
Lobelia No. 94.
Lonicera No. 51.
Obstbäume No. 72.
Olmediella No. 118.
Orchidaceae No. 75.
Papaver No. 104.
Podophyllaceae No. 130.
Polygonum No. 10.
Quercus No. 71.
Ranunculus No. 1, 18, 90.
Saxifraga No. 54.
Scleranthus No. 118.
Secale No. 135.
Solanum No. 62.
Symphoricarpus No. 51.
Tigridia No. 115.

VIII. Verbreitungs- und Aussäungseinrichtungen, Fruchtschutz.
Allgemeines No. 8, 21, 71b, 93, 110, 127, 129, 134 (Geophilie), 136 (Alpenpflanzen), 138.
Besondere Verbreitungseinrichtungen No. 7 (Viola), 31 (Küstenläufer), 58 (Plantago), 67 (Malvaceae), 87 (Leucojum), 89 (Orchidaceae), 97 (Thuarea), 148 (Ricinus).
Schleudervorrichtungen No. 70.
Amphicarpie.
Überpflanzen.

IX. Sonstige Wechselbeziehungen zwischen Pflanzen und Tieren.
Symbiose.
Insekten und Uredineen.

Digitized by Google

Insekten und Pilze No. 82, 88b.
Insektenfallen No. 15 (Macrampelis), 95.
Wassertiere.
Ameisen und Pflanzen No. 8, 25, 29, 89, 107, 116, 119, 145.
Termiten und Pflanzen.
Andere Beziehungen.
Springende Samen.
Insektenfamilien.
Kaprifikation.

---

1. **Armitage, E.** Fruiting of Sesser Celadine *Ranunculus ficaria* L. in: Sci. Gossip. New Serie, VIII (1901), p. 29—30.

2. A Study of Grape Pollen and what the Results indicate in: Amer. Gardening, 1902, p. 767—768.

3. **Bail, Th.** Über androgyne Blütenstände und über Pelorien in: Wiener illustrierte Gartenzeitung, XXVI, (1901), p. 409—415.

Zusammenfassung von bekannten Resultaten und eigenen Beobachtungen. Aus letzteren sind hervorzuheben:

Zwitterblüten bei *Alnus incana*, *Corylus avellana*, *Comptonia asplenifolia*, *Empetrum nigrum*, *Silene dichotoma* fand Verf. auf einem Kleefeld im Frühjahr ausschliesslich ♀, mit 3—7 Griffeln, im Herbst nach dem Schnitte zeigten die gehauenen Exemplare Zweige mit gleichzeitig ♂, ☿ Blüten und reifen Kapseln. Bildung von Zwitterblüten an von *Ustilago violacea* befallenem *Melandryum album* (übereinstimmend mit einer Beobachtung Strasburgers).

Regelmässiges Auftreten von Pelorien mit 5 Spornen an *Linaria vulgaris* seit mehreren Jahren (bei Danzig). Gipfelständige Pelorien scheinen bei *Pentstemon diffusus* regelmässig zu sein, daneben auch ausser seitlichen Pelorien Vorkommen von 5 Staubgefässen in zweilippigen Seitenblüten. *Orchis latifolia* mit je einem kurzen Sporn auch an den beiden seitlichen Blütenblättern des äusseren Kreises.

Die angeführten Fälle sind als Atavismen aufzufassen.

4. **Barsanti, Leop.** Le cause dello zigomorfismo florale in: Atti soc. toscana sc. nat., XVIII (1902), Mem., p. 126—142.

Erklärt die Zygomorphie der Blüten als ein durch Anpassung an Insektenbesuch hervorgerufenes entwickelungsgeschichtliches Phänomen — also nichts neues. H. Handel-Mazzetti (Wien).

5. **Bastian, H. C.** Studies in Heterogenesis Part. I. London, Williams and Norgate, 1901.

6. **Bather, F. A.** Oecologie in: Science. New Serie, XV (1902), p. 998.

7. **Beal, W. J.** Seed-throwing of *Viola* in: Rhodora, IV (1902), p. 280.

8. **Beccari, O.** Nelle foreste di Borneo. Viaggi e ricerche di un naturalista. Firenze, Salv. Landi, 1902, 8°, 688 p., 80 ill. — Extr.: Bot. C., LXXXIX, p. 529.

Verf. beobachtete, dass die Blüten von *Sonneratia lanceolata* Bl. abends und morgens von Nektarinen besucht werden. Die Samen vieler Humusbewohner werden von Regenwürmern verzehrt, da diese von Vögeln gefressen werden, können dadurch die Samen weiter verschleppt werden.

Die in den Süsswasserseen lebenden Gattungen *Brackenridgea* und *Dichilanthe* besitzen Schwimmapparate, erstere durch Lufträume in den Samen, letztere durch den bei Fruchtreife stehenbleibenden aufgeblasenen Kelch. Die

Digitized by Google

„Stenophyllie" vieler an Flussufern und am Bette von Stromschnellen wachsenden Pflanzenarten erklärt Verf. als Wirkung der konstanten Luftströmungen längs der Flüsse und der periodischen Überschwemmungen. Im letztern Falle tritt dieselbe mit einer grossen Biegsamkeit und Zähigkeit der Stämme und Zweige in Verbindung. Auch Ameisenpflanzen werden behandelt, allerdings nach der Darstellung in der Malesia.

9. Bestäubung von *Cyclamen* und Schlüssel zur Bestimmung der *Cyclamen*-Arten (nach Hildebrand) in: Gartenfl. LI (1902), p. 68—70.

Auszug aus Hildebrands Arbeit über Cyclamen.

10. **Bissel, C. H.** Biological Relation of *Polygonum Hartwightii* to *P. amphibium* in: Rhodora, IV (1902), p. 104—105.

11. **Bonnet, Ed.** Essai d'une biobibliographie botanique de la Corse in: Compt. rend. Assoc. franç. avancem. sc. 30 me session 1902, II. Part, p. 415 bis 431.

12. **Brandicourt, Virg.** Le sommeil des plantes et la fertilisation directe in: Cosmos, LI (1902), p. 451—452.

13. **Britton, C. E.** Fruiting of Lesser Celadine, *Ranunculus ficaria* L. in: Sci. Gossip. New Serie, VII (1901), p. 356—358.

14. **Britton, E. G.** How the wild flowers are protected in: Plant world, V (1902), p. 151—157.

15. **Brown, C. E.** The Balsam Apple Vine as an Insect Trap in: Bull. Wisconsin Nat. His. Soc. New Ser. I (1900), p. 67—68.

Micrampelis lobata Green hielt in den Ranken eine Anax junius Drury gefangen.

16. **Bulman, G. W.** The constancy of the Bee in: Zoologist, 4. Ser., VI (1902), p. 220—222.

Verf. fragte: Besuchen Bienen während eines Tages eine Blumenart? und beantwortet die Frage nach Aristoteles, Darwin, H. Müller, L. Avebury, A. R. Wallace, Fr. C. Cheshire, R. M. Christy, A. W. Bennett. Nach des Verf. Beobachtung zeigen die wilden mehr Tendenz, die Blumen zu wechseln als die Honigbiene; doch machte er auch diesbezüglich die Beobachtung, dass dieselbe wechselt und zwar je nach Individuen von *Chionodoxa luciliae* zu *Crocus* und umgekehrt, *Erythronium dens canis* zu *Anemone hepatica*, *Anemone hepatica* zu *Chionodoxa luciliae* und umgekehrt,
Crocus zu *Scilla sibirica*,
Cyclamen choum zu *Chionodoxa luciliae*,
Scilla sibirica zu *Chionodoxa luciliae* und umgekehrt,
Chionodoxa luciliae zu *Viola odorata*,
Muscari racemosum zu *Chionodoxa luciliae*,
Ranunculus ficaria zu *Viola odorata*,
Anemone hepatica zu *Scilla sibirica* und umgekehrt,
Scilla sibirica zu *Veronica Buxbaumii*,
Muscari racemosum zu *Viola odorata*,
Aubrietia graeca zu *Viola odorata* und umgekehrt.

17. **Burgerstein, Alfr.** Über die Bewegungserscheinungen der Perigonblätter von *Tulipa* und *Crocus* in: Jahresber. Erzherzog Reiner Gymnas. Wien, 1902, 8°, p. 33—48. — Extr.: Bot. C., XC, p. 665.

Verf. behandelt die Frage spez. bei *Crocus*, *Tulipa*, *Colchicum* usw. vom rein physiologischen Standpunkte aus, ohne auf die biologische Bedeutung einzugehen.

Digitized by Google

18. **Bürglehaus, F. H.** Fertilization of the Closed *Gentiana* by Brumble bees in: Plant World, IV (1901), p. 88.

19. **Cockerell, T. D. A. and McNary John.** Notes on the Mouth-Parts of Bombus in: Canad. Entomol., XXXIV (1902), p. 71—72.

1. Die „längstrüsselige" Art ist B. Gerstaeckeri unter den europäischen Arten, welche ausschliesslich *Aconitum Lycoctonum* besucht. Diese ist nur Bienenarten mit äusserst langer Zunge angepasst.
2. Weder eine die Rocky Mountains noch überhaupt Amerika bewohnende Bombus-Art besitzt so lange Palpen (oder Zunge!) wie diese Art, doch fehlt auch eine dem *A. Lycoctonum* gleiche Art. Die längstrüsselige Biene ist Bombus nevadensis, sie besucht *Delphinium*.
3. Die Arten mit den kürzesten Mundteilen sind meist hochalpin oder arktisch: B. proximus, B. melanopygus, B. lapponicus, B. viduus, B. terrestris reiht sich mit diesen zu den kürzestrüsseligen ein, wogegen die ihr oberflächlich besehen sehr ähnliche B. hortorum eine der langrüsseligsten Arten ist.
4. B. ligusticus, B. ruderatus und B. ussurensis gehören zu den langrüsseligsten Arten und sind wahrscheinlich *Aconitum* angepasst.
5. Die am häufigsten zu beobachtende Länge des 1. Lippentastengliedes ist 4—4,5 mm. Hierher zählen B. juxtus, B. Morrisoni, B. rajellus, B. muscorum, B. senilis, B. fragrans, B. equestris, B. silvarum, B. Stevenii, B. Latreillellus, B. Mlocosewiczi, B. calidus. Die amerikanischen Arten B. virginicus und B. Kincardii verhalten sich fast ebenso in bezug auf das geringe Ausmaass, obwohl sie grosse Bienen sind.
6. Das 2. Lippentastenglied ist nicht im Verhältnis zum 2. verlängert; die langrüsseligsten Arten haben die grössten Unterschiede in bezug auf die Länge der Glieder. Bei B. ruderatus, B. ussurensis etc. ist das erste Glied $5^1/_2$ bis 6 mal so lang als das zweite; fast die Hälfte der Arten hat dasselbe 4 bis $4^1/_2$ mal so lang als das zweite; bei B. proximus ist es nur $2^1/_2$ bis 3 mal so lang. Bei B. Gerstaeckeri ist das zweite Glied im Verhältnis zum ersten verlängert, so oft die Durchschnittsausmasse trotz der ausserordentlichen Länge der Taster erhalten bleiben. Bei B. sonorus ist das erste Glied relativ kurz, kaum so lang wie bei B. pratorum, H. hypnorum usw., aber es ist trotzdem über $4^1/_2$ mal so lang als das zweite.
7. Es ist wahrscheinlich, dass die ausschliesslich oligotropen Hummeln diejenigen mit ausserordentlich langer Zunge sind; sie sind gewissen Arten von *Aconitum* angepasst. Alle amerikanischen Arten besuchen wahrscheinlich verschiedene Blumen, und dasselbe muss auch bezüglich der arktischen Arten gelten, welche für die Blumen ihrer Region sonst ein Monopol besitzen, soweit es Bienen betrifft. B. Kincardii ist die einzige Biene der Tribiloff-Inseln, welche hell gefärbte Blumen besucht.

20. **Cockerell, T. D. A.** Flowers and Insects in New Mexico in: Amer. Natural., XXXVI (1902), p. 809—817.

Verf. verzeichnet folgende Blumenarten mit deren Besuchern:
Rio Ruidoso, White Mountains.

1. *Verbena Macdougalii* Heller „Butterflies" (Baldy Mountain).
Eine ausgesprochene Bienenblume und zwar nur für langrüsselige Arten.
2. *Monarda stricta* Wootan. Langrüsselige Bienen und Epargyrus tityrus (Lepidopt).

Digitized by Google

8. *Rhus glabra* L. Bienen und ein Schmetterling: Basilarchia Weidemeyeri Edw.
4. *Potentilla Thurberi* Gray: Megachile fortis Cr., Colletes gilensis Cock., Vespa occidentalis Cr.
5. *Geranium atropurpureum* Heller. Nur Colletes gilensis Cock.
6. *Heliopsis scabra* Dunal: Megachile fortis Cr., M. fidelis Cr., Anthidium perpictum Cock.

Ferner werden als Besucher erwähnt:

Brunella vulgaris und *Verbascum thapsis* mit Anthophora cleomis und Clisodon terminalis;

Erysimum asperum mit Halictus angustior;

Erigeron macranthus mit Melissodes ruidosensis;

Solidago trinervata und *Sicyos parviflorus* mit Vespa diabolica; erstere mit Andrena barberi.

La Cueva, Organ Mountains.

1. *Datura meteloides* DC. Nur Bienen, darunter Caupolicana Yarrowi früh morgens vor Sonnenaufgang.
2. *Lippia Wrightii* Gray, fünf langrüsselige Bienen.
8. *Tourerea multiflora* (Nutt.). Nur Perdita mentzeliarum und Anthophora californica.
4. *Phacelia congesta* Hook. mit Ceratina nanula Cock., Halictus ruidosensis Cock. und Perdita phaceliae Cock., ferner:

Verbesina encelioides mit Nomada gutierreziae Cock.

Solanum elaeagnifolium mit Nomia Foxi und Exomalopsis solani.

Parthenium incanum mit Augochlora neglectula Cock.

Romeroville bei Las Vegas. *Ribes leptanthum veganum.* Vergl. Entom. News, 1901, p. 40.

Las Vegas.

1. *Asclepias verticillata* L. Mit mehreren Fliegenarten und Lygaeus reclivatus Say.
2. *Ribes longiflorum* Nutt. mit Bienen, von denen Bombus nevadensis aztecus Cock. und Synhalonia frater Cr. den Nektar, 8 Halictus-Arten Pollen ausbeuten.
8. *Anogra albicaulis.* Mottenblütig; auch Perdita anograe n. sp.
4. *Verbena bipinnatifida* Nutt. mit Pyrameis cardui, Deilephila lineata und Anthophora montana Nektar saugend, nicht Pollen sammelnd.
5. *Phlox nana* Nutt. mit Agapostemon texanus.
6. *Sophora sericea* Nutt. den Hummeln angepasst, Besucher: Bombus Morrisoni.

Engle bei Las Cruces.

Astragalus Bigelovii Gray mit Synhalonia lycii Cock., Anthophora affabilis Cr. (besucht im Mesillatal *Lycium Torreyi*!), Anthophora porterae Cock. (Besucht in Las Vegas *Ribes longifolium.*)

Trout Spring in Gallinas Cañon.

Ribes longiflorum „var." mit Epargyrus tityrus Fabr.,

Thermopsis spec. mit Megachile Wootoni Cock.,

Iris missouriensis Nutt. Die Bienen kriechen unter die Narbenblätter und verursachen zweifellos Kreuzbestäubung; Schmetterlinge (Colias eurytheme, Lycaena thanaos und Fliegen (Bombylius major) saugen zwischen den Kronblättern, ohne Folge für die Blume. Ausserdem noch 6 Bienen.

Digitized by Google

Las Vegas Hot Springs.
Verbena Macdougalii mit Systoechus vulgaris Löw,
Ribes cereum Dougl. mit Bombus juxtus Cr.

21. **Collins, G. N.** Seeds of commercial Saltbushes in: Bull. No. 27 Deptm. Agric. Divis. Botany, 1901, 8°, 28 p., 8 pl.

Verf. beschreibt die Samen von 28 *Atriplex*-Arten und bildet dieselben ab. Im allgemeinen Teile sagt er, dass die amerikanischen Arten nur einerlei Samen, die europäischen dort eingewanderten zweierlei produzieren, eine andere eingeführte Art zeigt sogar dreierlei Samen. Diesen Dimorphismus betrachtet er als eine ökologische Anpassung und speziell die Produktion von vertikalem Samen als ein Mittel die Aussäung zu erleichtern. Diese sind dem horizontalen gegenüber in schwammige und sehr leichte Bracteen eingeschlossen, welche überdies unregelmässige Fortsätze oder Flügel zeigen, so dass sie sehr leicht durch den geringsten Windhauch verweht werden können. Andere *(A. canescens)* vermögen durch plattenförmige Ansätze dem Wind grosse Angriffsflächen zu bieten.

22. **Cooke-Trench, Thomas.** Is the Holly *(Ilex aquifolium)* dioecious? in: Irish Natural, XI (1902), p. 8—9.

Einer der zu den Versuchen verwendeten Gazesäcke war so locker gebunden, dass Fliegen und andere Insekten eindringen konnten. Die darin eingeschlossene Traube entwickelte reife Beeren. H. Handel-Mazzetti (Wien).

23. **Coulter, J. M.** Parthenogenesis in Seed Plants (Meet. Bot. Central States) in: Science. New Serie, XV (1902), p. 462—468.

24. **Cowles, H. C.** Ecological Problems connected with Alpine Vegetation (Meet. Bot. Central States) in: Science. New Serie XV (1902), p. 459—460.

25. **Dahl, Fr.** Das Leben der Ameisen im Bismarck-Archipel nach eigenen Beobachtungen vergleichend dargestellt in: Mitteil. a. d. Zool. Museum in Berlin, II. Bd., 1. Heft (1901), 8°, 70 p., 1 Doppeltafel.

Im Kapitel VI, die Nester der Ameisen, schreibt Verf.:

1. Erdnester. Die einzige Abänderung des Erdnestes war eine oberirdische Fortsetzung des Nestes in das Wurzelwerk und in die bodenständigen Blattscheiden der Kokospalmen, Bananen usw. hinein. In diesem oberirdischen Teil kommt dann einerseits die Benutzung von Hohlräumen, andererseits die Mauertätigkeit zur Geltung. Bei Acropyge moluccana treten die Ausläufer des unterirdischen Baues an lebende Pflanzenwurzeln heran und bilden hier kleine Ställe für Wurzelläuse. Kornkammern und Pilzgärten wurden im Gebiete nicht beobachtet.
2. Marknester. Als Marknester bezeichnete Verf. die Nester des mit *Endospermum formicarum* Becc., einem Baum des Bismarck-Archipels im Symbiose lebenden Camponotus quadriceps (Taf. I, links). Präformierte dünnere Stellen der Stengelwand (wie bei *Cecropia*) sind hier nicht vorhanden, doch verwächst nach dem Eindringen des Weibchens die Öffnung allmählich durch Wucherungen vom Rande her und wird später von den Arbeitern nur so weit offen gehalten, dass sie für diese passierbar ist. Verf. fand alle Bäume bewohnt, auch die Äste bis zu 6 cm Dicke. Später verlassen die Ameisen die Markröhre und die Seitenausgänge verwachsen, nur die Markröhre selbst bleibt erhalten. An Stelle der kleinen Polsterchen von *Cecropia* sind an der Wurzel jeder Blattfläche kleine glatte Kissen, welche von den aufgestörten Ameisen betastet und beleckt werden; ein Nährstoff konnte nicht nachgewiesen werden. Sie scheinen den

Digitized by Google

Baum nie zu verlassen. Aus der Rinde quillt bei Verletzung ein Saft, der mit ungleich grösserer Begier verzehrt wird, als die Polsterchen. *Endospermum* besitzt, *Cecropia* gegenüber, keine Scheidewände, sondern ist mit Mark gefüllt; daher wächst der bewohnte Raum mit der Zahl der Bewohner. Nahegelegene Kammern verfliessen öfters; dann wird ein Eingang nicht mehr benutzt und verschliesst sich bis zur Verwachsung desselben. In den älteren Zweigen verfliessen alle Kammern zu einer zusammenhängenden Markröhre.

Carumbium populneum ist von voriger Art durch den Mangel von Blattpolstern unterschieden; die Zweige sind hohl; wahrscheinlich rührt die Höhlung nicht von Ameisen, sondern von anderen Insekten her; es wurden nur einmal Cremastogaster vorgefunden.

Verf. hält den ersten Fall für Symbiose, obwohl die Bedeutung der Ameisen für den Baum ihm beim gänzlichen Mangel von Feinden unverständlich geblieben ist: „vielleicht kommen mögliche Feinde in Betracht." An Parasitismus ist wegen des Wohlbefindens der Bäume nicht zu denken.

4. Mörtelnester nennt Verf. Bauten, welche aus verkitteten kleinen Teilchen aufgemauert werden. Hierher zählen die Überzüge von *Alpinia Engleriana* und die bis zur Krone führenden Gänge von *Laportea sessiliflora* etc.

5. Blattnester nennt Verf. Ameisenbauten, die durch ein papierartiges Gespinst zusammengehalten werden, wahrscheinlich durch Drüsenabsonderungen. Stets bilden die Blattflächen einen Teil der Nestwände. Solche scheinen namentlich auf Kokospalmen sich zu finden. Auf *Albizzia procera* werden Futterhäuser angelegt, die nach dem Laubfall wie Wespennester aussehen.

7. Röhrennester finden sich zwischen jenen auf *Endospermum formicarum* und *Albizzia procera*.

8. Kammernester nennt Verf. die ein- oder mehrkammerigen mehr oder weniger weiten rundlichen Räume, welche von Ameisen bewohnt, aber nicht von ihnen hergestellt werden. Die Kammern können verschiedenen Ursprungs sein: oft rühren sie von Termiten her, oft von trockenen oder abgestorbenen Pflanzenteilen, oft erscheinen sie als Anpassungen an die Ameisen seitens der lebenden Pflanzen (*Myrmecodia*) Taf. I rechts. Verf. spricht gegen Treub, Schimper und Forel die Ansicht aus, dass „ohne den Schutz der Ameisen vielleicht irgend ein Feind hätte erstehen können". Die Eingeborenen holen die Knollen nicht von den Bäumen herab, da sie sich vor den Ameisen fürchten. Verf. hält auch für möglich, dass die Ameisen die Blütenbestäubung vermitteln; nach Treub ist die Samenverschleppung durch dieselben nicht ausgeschlossen. Verf. beobachtete zwei Arten: *M. pentasperma* K. Schum. an niedrigen Bäumen, namentlich *Premna integrifolia* L. und *M. Dahlii* K. Schum. in der hohen dichten Krone von *Alstonia scholaris*. Beide Arten werden von Iridomyrmex cordatus, bez. myrmecodiae bewohnt, andere Ameisen sind zufällige Gäste. Beide Arten kommen übrigens auch anderwärts, in Astlöchern, ausgetrockneten grösseren Früchten, in den Enden der dicken Luftwurzeln von *Pandanus dubius* Spr. vor, somit an allen Orten, an denen sich ähnlich geformte, geräumige Kammern finden.

Digitized by Google

9. Zusammengesetzte Nester. In dem erdigen Wurzelbüschel eines mächtigen Exemplars von *Asplenium nidus* L., hoch oben auf einer *Laportea sessiliflora* Warb. fand Verf. die Nester von Polyrhachis litigiosa und Pheidole sexspinosa völlig ineinander verschlungen.

26. **Darwin, Fr.** Les mouvements des plantes in Revue scient., 4. sér. XVII (1902), p. 262—267.

Physiologisch behandelt!

27. **Delpino, Fed.** Comparazione biologica di due extreme arctica ed antarctica in: Mem. Accad. sc. Bologna, 5 ser., VIII (1900), p. 527—561.

Im ersten Teile bringt Verf. die Flora von Spitzbergen nach Familien geordnet und zählt in jeder Familie die bekannt gewordenen Arten mit Angabe der biologischen Verhältnisse auf. Es werden 111 Arten in Rechnung gezogen. Im zweiten Teile folgt dann die Liste der bestäubenden Insekten auf Spitzbergen 8 Hymenopteren, 1 Lepidopteron, 18 Dipteren. Dann folgt in gleicher Weise erst eine Aufzählung der Phanerogamen der Auckland-Inseln und zwar 97 Arten; der Teil schliesst mit einer Gegenüberstellung der arktischen und antarktischen Flora nach Familien:

Dicotyledonen: arktisch	15 Fam.,	86 genera,	74 Arten,
Monocotyledonen: „	4 „	16 „	37 „
somit zusammen	19 Fam.,	52 genera,	111 Arten,
Dicotyledonen: antarktisch	24 Fam.,	86 genera,	62 Arten,
Monocotyledonen: „	7 „	22 „	35 „
somit zusammen:	31 Fam.,	58 genera,	97 Arten,

der 4. Teil führt diesen Vergleich weiter aus. Es sind im ganzen 12 Genera gemeinsam: *Ranunculus, Cardamine* und *Stellaria* sind von diesen entomophil, die übrigen 9: *Juncus, Luzula, Carex, Hierochloa, Agrostis, Trisetum, Festuca, Poa, Catabrosa* sind anemophil; die ersteren sind Dicotyledonen, die letzteren Monocotyledonen. Familien sind 11 gemeinsam, von diesen sind 8 Familien der Monocotyledonen: Juncaceae, Cyperaceae, Gramineae überall und stets anemophil, die 8 Familien der Dicotyledonen: Ranunculaceae, Cruciferae, Caryophyllaceae, Rosaceae, Compositae, Boraginaceae, Scrophulariaceae und Polygonaceae dagegen entomophil, wenn auch einzelne Arten, wie *Thalictrum minus* etc., dann von *Artemisia, Xanthimus* etc. und *Rumex, Oxyria* anemophil sein können.

Auffallend ist der Mangel an Leguminosen. Die Zahl der entomophilen Arten beträgt in der arktischen Region 71, in der antarktischen 56; die anemophilen Arten sind in der antarktischen zahlreicher (41 gegen 39), eine Art der letzteren Flora ist ornithophil (*Metrosideros lucida*). Im 5. Kapitel folgt eine Zusammenstellung der zoophilen Blüteneinrichtungen der beiden Florengebiete. Verf. unterscheidet 11 solche:

1. Fallenblumen vom Aristolochiaceentypus. Besucher sind Fliegen, welche in eine Höhlung des Kelches fallen. Nur arktisch: *Melandryum apetalum*.
2. Lippenblumen oder Helmblumen. Melittophil oder ornithophil, öfter staurogam als homostaurogam. Arktisch: *Pedicularis hirsuta* und *P. lanata;* antarktisch: *Chiloglottis cornuta, Thelymitra stenopetala, Th. uniflora* und 5 andere Arten von Orchidaceen.
3. Schmetterlingsblumen vom Typus der Amaryllidaceen, melittophil (kleine Arten), sehr oft staurogam. Nur arktisch: *Polemonium pulchellum*.

Digitized by Google

4. Röhrenblumen (di „tipo brachisiforme"). Bienenblumen mit vorwiegender Staurogamie. Arktisch: *Cardamine pratensis, Parrya arctica, Mertensia maritima;* antarktisch: *Androstoma empetrifolia, Dracophyllum longifolium, D. scoparium, Forstera clavigera, Myosotis capitata.*
5. Windeneinrichtungen vom Typus der *Callistemon*. Prächtige Blumen mit reichlichem Nektar; ornithophil und staurogam. Nur antarktisch: *Metrosideros lucida.*
6. Greifpflanzen vom *Arbutus*-Typus. Hängende Blüten mit kreuzförmigen Kronen, in denen die Sexualorgane eingeschlossen sind, melittophil und staurogam. Nur arktisch: *Cassiope tetragona.*
7. Offene, regelmässige vielblumige Arten. Blüten bis zur gegenseitigen Berührung in Rispen, Doldentrauben, Dolden, Köpfchen, Körbchen und Ähren vereinigt, sehr schwach-, mittel-, stark- bis sehr stark auffällig. Melittophil oder myiophil („miomelittofili"), allermeist staurogam. Arktisch (8 Arten): *Salix polaris* und *S. reticulata* mit geringen, *Arnica alpina, Erigeron uniflorus, Petasites frigidus, Taraxacum phymatocarpum* und *T. palustre* mit mittlerem Schauapparat. Antarktisch (17 Arten): mit schwachem Schauapparat: *Panax simplex, Trineuron spathulatum, Ceratella rosulata;* mit mittleren: *Leptinella lanata, L. plumosa, L. propinqua;* mit deutlichem: *Helichrysum prostratum, Ozothamnus Vauvillersii, Veronica elliptica, V. Benthami, V. odora* und mit sehr entwickeltem: *Celmisia vernicosa, Pleurophyllum speciosum, P. crinitum, Anisotoma latifolia, A. antipoda, Aralia polaris* und *Chrysobactron Rossii.*
8. Regelmässige offene schönblütige („callipetali") Blumen vom *Papaver*-Typus. Blume myiomelittophil, meist homostaurogam. Nur arktisch: *Papaver nudicaule.*
9. Ebenso vom *Ranunculus*-Typus. Arktisch (27 Arten): *Ranunculus* mit 9 Arten, *Silene acaulis, Melandryum involucratum, Stellaria longipes, Cerastium alpinum, Halianthus peploides, Arenaria ciliata, Dryas octopetala, Potentilla* mit 5 Arten, *Rubus chamaemorus, Saxifraga oppositifolia, S. flagellaris, S. hirculus, S. cernua* und *S. caespitosa.* Antarktisch (10 Arten): *Ranunculus* 8 Arten, *Geranium microphyllum, Sieversia albiflora, Epilobium linnaeoides, E. confertifolium, E. nerterioides, Gentiana concinna* und *G. cerina.*
10. Offene regelmässige kurzblätterige („brachipetali") Blumen, kleinblütig („micranto"), vorherrschend homogam; Insektenbesuch überflüssig. Arktisch (28 Arten): *Cardamine bellidifolia, Cochlearia arctica, Arabis alpina, Braya glabella, Draba* (6 Arten), *Stellaria humifusa, Alsine* (8 Arten), *Sagina nivalis, Saxifraga nivalis, S. hieracifolia, S. aizoides, S. rivularis, Campanula uniflora, Königia islandica, Polygonum viviparum* und *Tofieldia borealis.* Antarktisch (11 Arten): *Cardamine hirsuta, C. corymbosa, C. depressa, C. stellata, Stellaria decipiens, Colobanthus subulatus, C. muscoides, C. Billardieri, Bulliardia moschata, Pozoa reniformis, Myosotis antarctica.*
11. Unscheinbare Blumen, kleistogam oder subkleistogam; ausschliesslich homogam. Arktisch: *Saxifraga caespitosa* var. *apetala, Chrysosplenium tetrandrum;* antarktisch: *Montia fontana, Pratia arenosa.*

Das 7. Kapitel enthält die Schlussfolgerungen. „Eine der hervorragendsten biologischen Erscheinungen, welche ein Vergleich der beiden Floren zutage gefördert hat, besteht in der starken Ausbildung der Anemophilie in den antarktischen Gegenden. Das Missverhältnis kann man nicht richtig beurteilen

Digitized by Google

nach der Anzahl der anemophilen Arten, welche in der arktischen Flora 89, in der antarktischen Flora 41 Arten aufweist, sondern man muss eine Rectifizierung einfügen. Die arktische Flora zählt in den Cyperaceen und Gramineen allein 81 Arten, während diese beiden Familien in der antarktischen Flora nur in 19 Arten vertreten sind. Da aber diese beiden Familien in allen Teilen der Erde stark entwickelt, und ihre Arten von Haus aus schon anemophil sind, muss man dieses Element beiderseits ausscheiden; dann bleiben für die antarktische Flora noch 22, für die arktische Flora aber nur noch 8 anemophile Arten zum Vergleiche übrig. Dann aber ergibt sich auch, dass in der antarktischen Region die Anemophilie eine mehr als doppelt so grosse Entwickelung zeigt, denn tatsächlich finden sich daselbst zahlreiche endemische Anemophilen namentlich in den sonst typisch entomophilen Familien der *Rosaceen* (*Acaena*) und der Rubiaceen (*Coprosma* und *Nertera*)." Die Ursache hiervon kann im maritimen und insularen Klima liegen, aber wahrscheinlich hat dieses rauhe, von starken Winden ausgepeitschte Klima die Entwickelung der Blüten besuchenden Insekten verursacht, und es war für die Pflanzen nützlich, ihre Blüteneinrichtungen von der Entomophilie in jene der Anemophilie zu verwandeln. Ein scheinbarer Widerspruch wird durch die wundervollen Einrichtungen der vielblumigen Blüten auf Auckland und Campbell erhoben: zwei Arten von *Pleurophyllum*, eine *Celmisia*, *Chrysobactron Rossii*, zwei Arten von *Anisotoma*, entwickeln Blütenstände von ganz hervorragender Pracht. Diese exorbitante Erhöhung der Anziehungs- und Anlockungsorgane lässt sich mit Sicherheit nur als Anpassung an die gleichzeitige Entwickelung anthophiler Insekten auffassen (Apiden, Fliegen, Käfer). Dagegen fehlen sphingophile und psychophile Blüteneinrichtungen ebenso, wie Sphingiden und Tagfalter fehlen.

Einen anderen wichtigen Unterschied zwischen den beiden Florengebieten ergeben die Ranunculaceen- und die kleinblütigen Blumentypen. Sie sind in erster Linie homostaurogam und wenn sie von Insekten besucht werden, vermitteln diese Kreuzbestäubung. Wenn aber die Insekten fehlen, begnügen sie sich mit Homogamie. Solche sind im arktischen Klima (Spitzbergen) 50, im antarktischen (Auckland) 21 Arten.

Weiter finden wir, dass in der antarktischen Region mit einzelnen prachtvollen Blütenständen ein Minimum von homogamen, in der Flora von Spitzbergen ein Maximum von solchen Blüteneinrichtungen sich ausgebildet hat. Von allen Arten sind nur 4 der antarktischen und arktischen Region gemeinschaftlich, nämlich:

1. *Cardamine hirsuta*: kleinblumig und im höchsten Grade homogam,
2. *Montia fontana*: ebenso in Verbindung mit den Merkmalen der Wasserpflanzen,
3. *Callitriche verna*: kleinblumig und wasserliebend, aber anemophil,
4. *Trisetum subspicatum*: nur anemophil.

Daraus ergibt sich, dass die wichtigsten Faktoren einer weiten geographischen Verbreitung sind:

1. Wasserleben;
2. Kleinblumigkeit mit einer äusserst starken Neigung zur ausschliesslichen Homogamie, oder bei Mangel dieser zur Anemophilie;
3. Kleinheit und somit Anpassung an jedes Klima und jede Bodenart.

„Durch das Zusammenwirken all dieser Merkmale vermögen die kosmopolitischen Arten zum grossen Teil jenen gefährlichen Einwirkungen der

Digitized by Google

Lebenskonkurrenz zu entfliehen, welche das grösste Hindernis für die geographische Ausbreitung der Pflanzenformen bildet.

28. **Delpino, F.** Sugli artropodi fillobii e sulle complicazioni dei loro rapporti biologici in: Monitore zool. ital., XII (1901), p. 229—280.

„Verf. lenkt die Aufmerksamkeit der Naturhistoriker auf die komplizierte Reihe von symbiotischen Erscheinungen, die, bald wechselseitig, bald entgegengesetzt, zwischen den Blättern und verschiedenen diversen Klassen angehörigen Tierchen bestehen, welche einen Kampf, öfter zur Vernichtung, führen, was bald zum Nutzen, bald zum Schaden der Blätter gereicht. Dieser Kampf erstreckt sich besonders auf die Unterseite der Blätter.

Er beginnt mit der Besprechung der Acarinen, ihres Lebens auf den Blättern, und erörtert ihre Verbreitung, die vielfachen Anpassungen an dieselben von seiten der Blätter, bestehend aus Haarbüscheln, Höhlungen und anderem, die entweder direkt durch den Stich hervorgerufen werden oder schon in der Pflanze bestehen.

Verf. erwähnt, dass einige Blätter giftiger Pflanzen von den Acarinen ebenso besucht sind und dass jene ohne Zweifel als Verteidiger derselben angesehen werden müssen, die sich, gegen Verfolgungen geschützt, günstig entfalten können, und er hält es aus der Tatsache für wahrscheinlich, dass ihre Entwickelung günstig ist, dass sie mit dem Schnabel in die Larven der verschiedenen schädlichen Insekten (Psoci, Thripsiden etc.) eindringen, wie es auch mit Sicherheit von de Gasparis konstatiert wurde.

Er macht aufmerksam auf die Umwandlung von honigführenden Organen in acarophile Höhlungen und zeigt, wie der Schutz der Ameisen in einigen Fällen durch die Begünstigung der Acarinen ersetzt ist.

Verf. erwähnt einige Fälle, in denen die Acarinen schädlich sind, den Schaden von Tetranychus telarius und den Schutz seiner Eier durch Fäden, ferner die durch Phytoptus hervorgerufenen Schäden.

Verf. bespricht die von Thripsiden (Phloeothrips, Thrips, Heliothrips) erregten Schäden und behandelt die Feindschaft dieser Arten gegen die Acarinen. An einem angemessenen Beispiel zeigt er auch den Gegensatz zwischen den verschiedenen Arten von Ameisen, die nützlich oder schädlich für die Pflanze sein können und hebt hervor, wie in einigen Fällen die Anwesenheit einer Art in einer Pflanze dieselbe von einer feindlichen mit allen Kameraden mehr oder weniger schädlichen Art befreit.

Erwähnt zum Schlusse besondere Bildungen der Blätter, die zur Verteidigung derselben gegen schädliche Ameisenarten bestimmt sind, klebrige Ausscheidungen, Wachsüberzüge („glaucedine!"), und schliesst die Arbeit mit einigen Betrachtungen über die Funktion der Ameisen, welche sich in tausend Fällen als nützlich erweisen, in einigen sogar durch das Vorhandensein von extranuptialen Nektarien angelockt werden und sich als sehr tatkräftige Ver-Verteidiger der von ihnen besuchten Pflanzen erweisen.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

29. **Delpino, F.** Piante formicarie in: Bull. Orto Bot. univ. Napoli, I. Fasc. 3 (1902), p. 201—278. — Vgl. Bot. Jahresber., XXIX (1901), 2 Abt., p. 587.

Bignoniaceae. Beschreibung von *Catalpa bignonioides*, *B. Kaempferi* (Blätter oberseits 32, unterseits 36 Nektarien, somit zusammen 68 auf jedem Blatte); *Tecoma radicans* und *T. grandiflora*, die eine von Nordamerika, die andere aus China und Japan, von allen bekannten Arten (neben *Ricinus communis*) die honigreichsten, mit fünferlei nektartragenden Drüsen:

Digitized by Google

a) an den Blattstielen,
b) auf den Blattspreiten,
c) am Kelch,
d) an den Korollen (einzig dastehend), und
e) an den Pericarpien.

Alle werden genau beschrieben. Der Honigreichtum lockt ausser zahlreichen Ameisen auch Chrysiden, Ichneumoniden, Polistes, grosse und kleine Fliegen, Coccinellen und selbst Schmetterlinge an. Alle diese werden von den Ameisen bekämpft. Ferner werden besprochen:

Amphilophium paniculatum, *A. molle* und eine dritte unbenannte Art; *Bignonia grandifolia*, *B. aequinoctialis*, *B. capreolata*, *B. Tweediana*, *B. unguis*; *Tecoma stans*, *T. capensis*, *T. jasminoides*, und zwei fraglich bestimmte Arten. *Pithecoctenium buccinatorium* wird beschrieben, dann werden mehrere Arten kurz aufgezählt. Im ganzen wurden 17 Arten untersucht, wovon 2 nektarlos waren. Somit beträgt die potenza funzionale 88 %. Da man nicht annehmen kann, dass alle Arten sich so verhalten, mag $^2/_3 = 66$ % richtiger sein: es entspricht dies ca. 842 myrmekophilen Arten.

Pedalineae. Als Entdecker der Honigdrüsen ist Linné anzusehen, der sie bei *Sesamum orientale* beschreibt, allerdings an unrichtiger Stelle, was De Candolle korrigiert. Ausserdem sind zu erwähnen: *Dicerocaryum*, *Sesamopteris*, *Sporledera*, *Harpagophythum*. Die Gattungen *Martynia* und *Craniolaria* sind nektarlos, besitzen jedoch starke Klebrigkeit. Im ganzen sind von den 28 Arten 18 myrmekophil (= 47 %).

Convolvulaceae. Ausser Paulsen hat niemand Drüsen beschrieben. Doch besitzen solche: *Pharbitis Nil*, *Ph. Laurii*, *Calonyction Roxburghii* und *C. muricatum*, *Batatas glaberrima*, *Ipomoea* spec. und *Quamoclit vulgaris*. Somit sind von den 9 beobachteten Arten 7 myrmekophil, 2 nektarlos, d. i. von den 800 Arten ca. 80 % mit extranuptialen Nektarien versehen.

Verbenaceae. Hier fällt die Entwickelung vom höchsten Ausmasse bei *Clerodendron* bis zum gänzlichen Mangel (*Verbena*, *Vitex* etc.). Verf. beschreibt sehr ausführlich: *Clerodendron fragrans*, *C. Bungei* (hypophylle, hypobracteale und hyposepale Drüsen), *C. infortunatum*, *C. inerme*, *C. siphonanthus*, *Duranta Plumieri*, *Lippia serotina*, *Cytharexylum quadrangulare*, *C. molle*, *C. pentandrum*, *Callicarpa Reevesii*, *C. longifolia* und *C. americana*; von anderen werden die Andeutungen von Schauer (1847) reproduziert. Im ganzen sind 3 Arten von *Callicarpa*, 3 von *Duranta*, $^1/_3$ der 72 von *Clerodendron* und $^2/_3$ der 18 von *Citharoxylon* bekannt geworden.

Scrophulariaceae. Nur *Melampyrum* bekannt geworden; diese Entdeckung Rathai's (1880) ist von besonderem Interesse, da sie die einzige myrmekophile Gattung der ganzen Familie ist, die überdies einjährig und zart gebaut, der Bergregion und der kalten Region des Nordens angehört. „Wenn im allgemeinen eine erhöhte Temperatur die Entwickelung der Myrmekophilie begünstigt, so zeigt *Melampyrum* (und auch einzelne Arten anderer Gattungen, z. B. *Centaurea montana*), dass diese Funktion sich auch unter niedrigen Temperaturverhältnissen erweitern und fortsetzen kann."

Polygonaceae. Verf. beschreibt *Polygonum cuspidatum*, *P. convolvulus*, *P. dumetorum* und *Mühlenbeckia platyclada*.

Digitized by Google

Euphorbiaceae. Diese Familie zeigt die verschiedensten Grade der Myrmekophilie. *Ricinus communis* besitzt blattständige Nektarien und solche, welche auf den Infloreszenzen stehen.

Carumbium populneum besitzt Nektarien an den Blättern, Brakteen und am Griffel (der einzige bekannte Fall). Auch *Crozophora tinctoria* wird beschrieben. Eine Übersicht ergibt:

	Nektarien-tragende Arten	Nektarien-lose Arten	Zusammen	Potenza funzionale
Caletieae	—	82	82	—
Ricinocarpeae	—	24	24	—
Ampereae	—	4	4	—
Chyllantheae	—	712	712	—
Bridelieae	—	44	44	—
Crotoneae	247	202	449	56 %
Acalipheae	138	556	694	20 %
Hippomaneae	82	321	408	20 %
Dalechampieae	—	51	51	—
Euphorbieae	18	705	718	2 %
Summa	482	2649	3131	15 %

Salicineae. *Salix caprea*, *Salix* spec., *S. alba*, *Populus nigra*, *P. tremula* und *P. canadensis* werden beschrieben und die Insekten verzeichnet, gegen welche die Ameisen sie zu verteidigen haben. Verf. schätzt die Funktion auf 87 %; er erblickt in der Unsicherheit der Artenzahl und der Funktion der Blattzahndrüsen grosse Schwierigkeiten für die Statistik.

Orchidaceae. *Epidendron elongatum* besitzt hypophylle, hypobracteale und hyposepale Nektarien. Andere Angaben sind undeutlich und spärlich.

Liliaceae. Hierher zählt *Lilium croceum* und *L. tigrinum*. Es sind etwa 12 Arten myrmekophil.

Asparagineae. *Asparagus acutifolius* besitzt honigabsondernde Nadeln, welche beim Aufhören der myrmekophilen Funktion als zweites Schutzmittel eintreten.

Smilaceae. *Smilax mauritanica*, *S. Bona nox* und *S. laevis* werden erwähnt. Verf. glaubt, dass die Hälfte der Arten myrmekophil sei.

Dioscoriaceae. Es werden beschrieben: *Dioscorea sativa* und *D. bulbifera*.

Emodoraceae. *Wachendorfia thyrsiflora*.

Irideae. *Iris xyphium* und *Iris* spec.

Musaceae. Es werden gemeinschaftlich behandelt: *Strelitzia reginae*, *St. augusta*, *Ravenala madagascariensis* und *Heliconia*. Im ganzen sind 21 Arten myrmekophil (25 *Heliconia*-, 4 *Strelitzia*- und 2 *Revenala*-Arten).

Palmae. *Korthalsia debilis*, *K. laciniata* und *K. ferox* werden gemeinsam beschrieben. Da *K. wallachiaefolia* „palma o calamo della formiche" heisst. wird auch von dieser Myrmekophilie anzunehmen sein.

Filicinae (Farne). Die Myrmekophilie wird verneint.

Pilze. Ebenfalls verneint.

80. **Delpino, F.** Domenico Cirillo e le sue opere botaniche in: Bull. orto bot. Napoli, I, fasc. 8 (1902), p. 292—810.

Digitized by Google

Verf. weist nach, dass derselbe in mehreren seiner Schriften biologische Fragen im heutigen Sinne behandelt.

31. **Dendy, Arthur.** The Chatham Islands: a study in Biology in: Mem. and Proc. Manchester Litt. and Philos Soc., XLVI (1902), No. 12, 29 p.

Verf. unterscheidet eine Waldflora, Moorlandflora und Küstenflora, letztere bildet die Ausgangslinie für erstere, eine Abgrenzung ist nicht leicht zu machen. Mehrere dieser Pflanzen sind mehr oder weniger ausgesprochene „shoredwellers" (Küstenläufer).

Diese letztere Gruppe umfasst folgende Arten: *Olearia* spec. (verwandt *O. chathamica*), *Coprosma* „mutton bird plant", *Veronica chathamica* (endemisch), *Geranium Traversii*, *Mesembryanthemum australe* und *Sonchus oleraceus*, *Leucopogon Richei*, *Pimelea arenaria* und *Desmoschoenus spiralis*. Die auffallendste Pflanze ist *Myosotidium nobile*.

32. **Dominique, J.** Fourmis jardinières in: Bull. soc. sc. nat. de l'ouest de la France (Nantes), X (1900), p. 158—168.

Populäre Darstellung der Lebensgewohnheiten der pilzzuchttreibenden Atta-Arten. Sie nähren sich von den Conidien des *Rhozites gongylophora*.

33. **Doty, H. A.** The milk weed's story. A specific exemple of cross-pollination in flowers with photographs showing just how it is done in: Country life in America, II. (1902), p. 197—198, Fig. 88—101.

34. **Ducke, A.** Beobachtungen über Blütenbesuch, Erscheinungszeit etc. der bei Pará vorkommenden Bienen II, in: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 321—326, 360—368, 400—405, 417—422.

Vergl. Bot. Jahresber., XXIX (1901), 2. Abt., p. 592, No. 89. — Verf. schreibt eingangs:

„. . . Bezüglich der Erscheinungszeit unserer Apiden bin ich heute, im vierten Beobachtungsjahre, der Ansicht, dass im hiesigen Klima man bei vielen Arten (z. B. *Euglossa cordata*) von einer solchen überhaupt nicht reden kann, man findet frische Exemplare das ganze Jahr hindurch mit gleicher Häufigkeit."

„. . . diese Übergangsperiode, in der das Wetter gerade vormittags meistens heiterer und sonniger ist als später in den trockenen Monaten, bildet im ganzen Staate Para die Hauptflugzeit der meisten Taginsekten (besonders der Rhopalocera!), ist auch Hauptblütezeit der meisten Pflanzen (besonders Juni, Juli). Zu dieser Zeit beginnt auch der Hauptbienenflug, erstreckt sich aber, wenigstens im Gebiete des Regenwaldes, weit in die trockene Zeit hinein, so dass ich für hiesige Gegend Juni bis September als die besten Monate bezeichnen möchte. Im Klima des Camposgebietes ist die Hauptflugzeit wahrscheinlich kürzer. Die grössere oder geringere Nässe der Regenzeit verzögert oder beschleunigt den Eintritt der Blütezeit gewisser Pflanzen und gleichzeitig damit das Erscheinen der letztere besuchenden Bienen, was man am besten an *Dioclea* und ihren zahlreichen Besuchern beobachten kann. Dass das Minimum des Bienenlebens hier bei Pará in die ersten Monate der Regenzeit (Januar und Februar) fällt, habe ich auch weiterhin bestätigt gefunden."

„. . . Was den von Schrottky besprochenen Punkt der Haupt- und Nebenflugpflanzen betrifft, so macht man die gleiche Beobachtung auch hier, wie in Europa, und überall, denn wohl keine Bienenart wird es unterlassen, gelegentlich einmal ausser ihrer Lieblingspflanze auch irgend eine andere aufzusuchen. Es können also von den gelegentlichen Futterpflanzen nur die wichtigsten berücksichtigt werden, solche, die in Ermangelung der Hauptnähr-

Digitized by Google

pflanze dieselbe ersetzen können. Letzterer Fall tritt in dem verhältnismässig blütenarmen Pará, wo dazu bei der unendlichen Mannigfaltigkeit der Pflanzenarten die wenigsten der letzteren wirklich häufig vorkommen, sicher viel öfter ein, als in dem laut Schrottky blütenreichen S. Paulo. Hier bei uns haben dazu viele Pflanzen überhaupt keine regelmässige Blütezeit und es verstreichen mitunter mehrere Jahre, ohne dass ein bestimmtes Exemplar einer Pflanze in volle Blüte kommt. So befand sich früher im Garten des Museu Göldi sein Strauch von *Petraea volubilis*, der, im September 1899 in voller Blüte stehend, vortreffliche Ausbeute an Bienen lieferte. Von da ab brachte derselbe nur ganz vereinzelte Blüten hervor, bis er Ende Januar 1901 sich abermals über und über mit Blüten bedeckte, jetzt aber der ungünstigen Jahreszeit wegen nur von weniger Spezies Bienen besucht wurde.

In der nun folgenden ziemlich reichen Blumen- und Besucherliste finden sich auch einzelne Richtigstellungen zum ersten Teile. Hier sei nur erwähnt, dass die männlichen Blüten „vielleicht aller hiesigen Palmen" massenhaft von manchen Melipona-(Trigona-)Arten besucht werden, doch konnte nur T. hyalinata festgestellt werden (an *Astrocaryum*); auch die Blütenstände von *Guilelmia speciosa* Mart. sind in unerreichbarer Höhe von schwarzen Trigona besetzt.

Die nun folgende Aufzählung der Bienen nimmt neben biologischen Fragen vielfach auch auf den Blütenbesuch Rücksicht.

85. Ecological Notes in: New Phytologist, I (1902), p. 81—85.

86. **Emery, C.** Critiche e polemiche in argumenti di biologia in: Rivista sc. biol., II (1900), p. 21—82.

87. **Farmer, J. Bretland.** On the mechanism which is concerned in effecting the opening and closing of *Tulipa*-flowers in: New Phytologist, I (1902), p. 56—58.

88. Flowers which change colour (during expansion) in: Gard. Chron., 3. Serie, XXXI (1902), p. 107, 124—125 (p. 149).

Verf. „A Sussex Naturalist" bespricht den Farbenwechsel bei einheimischen und eingeführten Pflanzen Britanniens (*Myosotis versicolor, Echium vulgare, Pulmonaria, Geranium phaeum, Hibiscus mutabilis)*; viele Arten werden nur mit den Vernacularnamen bezeichnet. Am Schlusse sagt er: „Die Farbe steht in Beziehung zum Insektenleben. Je höher die Farbe ist, desto höher ist die Insektenform, welche angezogen wird. Gelb ist die Farbe für Käfer, blau jene für Bienen. Diese Tatsache zeigen massenhafte Beobachtungen. So findet sich in Südamerika ein *Viburnum*, welches mit dem Vorschreiten des Blühens die Farbe ändert. Am ersten Tage ist es gelb, am zweiten orange, am dritten purpurn. Müller beobachtete, dass von den besuchenden Schmetterlingen jede Art zur Zeit der begünstigten Farbe fliegt. Dieselbe Beobachtung der Farbenauswahl wurde auch im Garten gemacht. Auch das ästhetische Gefühl (Farben und Parfüms) der Bienen korrespondiert mit dem unseren.

89. **Forel, A.** Die psychischen Fähigkeiten der Ameisen und weniger anderer Insekten. Mit einem Anhang über die Eigentümlichkeiten des Geruchsinnes bei jenen Tieren. München, E. Reinhardt, 1901, 8°, 58 p., 1 Taf.

Die Insekten besitzen nachweislich Gesicht, Geruch, Geschmack und Tastsinn. Der Gehörsinn ist zweifelhaft. Ein sechster Sinn ist nicht nachweisbar, und ein eigener Richtungs- und Orientierungssinn fehlt ganz sicher. Das grossartige Orientierungsvermögen der Bienen und anderer Lufttiere beruht lediglich auf dem Gesichtssinn und dem Gedächtnis, der der Ameisen

Digitized by Google

als Bodenbewohner auf dem Geruchssinn und dem Gedächtnis. Der Geruchsinn, dessen Organ die Fühler sind, ist anders beschaffen, als bei den Wirbeltieren und dem Menschen; die Ameisen bekommen die Fähigkeit, beim direkten Berühren die chemischen Eigenschaften eines Körpers zu erkennen („Kontaktgeruch") und den Raum, die Form der Objekte und die Form der eigenen Spur zu erkennen, es ist daher ein „topochemischer" Geruchssinn im Gegensatz zu dem höherer Tiere. Den Ameisen sind — analog, nicht anthropomorph genommen — Gedächtnis, Assoziationen von Sinnesbildern, Wahrnehmungen, Aufmerksamkeit, Gewohnheit, einfaches Schlussvermögen aus Analogien, Benutzung von individuellen Erfahrungen, sowie deutliche, wenn auch nur geringe individuelle plastische Überlegungen oder Anpassungen zuzuschreiben; ebenso die Durchführung individueller Entschlüsse in längerer zeitlicher Folge, durch verschiedene Instinktketten hindurch, endlich Lust- und Unlustgefühle.

40. **Froggatt, W.** Insects of the wattle trees *(Acacia)* in: Agric. Gaz. New South Wales, XVIII (1902), 68—68, 1 Pl.

41. **Früh, J.** Die Abbildung der vorherrschenden Winde durch die Pflanzenwelt in: Jahresber. geogr. ethnogr. Ges., Zürich, 1901/02, p. 58—154, mit Fig. u. Karten.

Verf. behandelt die Frage der Empfindlichkeit der verschiedenen Bäume gegen konstante Winde, die durch dieselben entstehenden abnormen Formen („Abbildung") und gliedert sie geographisch: tropische Passate, Monsum, extratropische Westwinde der südlichen und der nördlichen Halbkugel und Lokalwinde (Föhn, Mistral, Bora), Berg- und Talwinde.

42. **Gagneron.** Etudes de fleurs. Paris, E. Bernard & Co., 1902, 8 °.

Unter diesem irreführenden Titel erschien ein Tafelwerk — als Zeichnungsvorlage.

43. **Ganong, W. F.** Ecology in: Science, New Serie XVI (1902), p. 64—65.

44. **Garjeanne, A.** Buntblättrigkeit bei *Polygonum* in: Beiheft Bot. Centralbl., XIII (1902), p. 208—210, fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XCII, p. 200.

Verf. beobachtete bei Amsterdam Buntblättrigkeit von *Polygonum pallidum*, *P. persicaria* und *P. nodosum*. Von 218 bunten Exemplaren waren 208 gelbbunt, 5 weissbunt. Die meisten trugen bunte Blätter am Hauptstengel, andere bunte Stengel; in einzelnen Fällen traten bunte Blüten auf, doch waren nie sämtliche Blüten einer Infloreszenz bunt, sondern es trug nur ein Teil derselben anstatt der normal grünlichen oder rosenroten eine gelblich weisse Färbung einzelner Blütenblätter. Die Früchte der bunten Blüten waren braun, nicht schwarz; in einem Falle war selbst die Fruchtwand gescheckt; manche zeigten deutlich ihre Entstehung durch Bastardierung zwischen bunten und normalen Blüten. Nach Verf. haben wir es mit einer Epidemie zu tun. Vielleicht steht die Erscheinung mit der Bestäubung in Beziehungen.

45. **Gerber, C.** Sur un cas curieux de cleistogamie chez une Crucifere in: Bull. soc. bot. France, 4 sér., I (1901), p. LXVI—LXXI. — Extr.: Marcellia, I, p. 69.

Verf. beschreibt eine Deformation der Blüten von *Biscutella apricorum*, welche durch Perrisia erzeugt worden war; doch setzte die Blüte Samen an.

46. **Gerber, C.** Sur un cas de cleistogamie chez les Crucifères in: Compt. rend. Assoc. franç. avancem. sc. 80. sess., 1, 1902, 1 partie, p. 128 ff. — Extr.: Bot. Cbl. LXXXIX, p. 265.

In den Blüten von *Biscutella apricorum* Jord. hatte sich Perrisia angesiedelt; dieselben sind vergrössert, Kelch und Krone sind violett, und bleiben

Digitized by Google

geschlossen, trotzdem setzen sie keimfähige Samen an. Somit ist diese Kleistogamie parasitären Ursprungs.

47. **Giard, Alfr.** Sur le passage de l'hermaphrodisme à la séparation des sexes par castration parasitaire unilaterale in: Compt. rend. Acad. sc. Paris, CXXXIV (1902), p. 146—149. — Extr.: Bot. Cbl., XC, p. 822.

Verf. verzeichnet eine Anzahl von Compositen, welche durch wurzelbewohnende Pilze einseitige Kastration nachweisen lassen, so: *Vernonia Jamesii*, *Pulicaria dysenterica* etc.; letztere ist dadurch diözisch geworden.

48. Glands in *Tecoma* in: Gard. Chron., 3. Ser., XXXII (1902), p. 44, 1 Figur.

Tecoma besitzt an den Blättern, an den Blüten, besonders am Kelche, auch an der Frucht versenkte Drüsen; sie sondern an der Oberfläche eine Flüssigkeit ab.

49. **Gorka, A.** Die Insekten und die Blumen in: Rovart. Lapok, V (1898), p. 139—140; Auszug p. 19. — Extr.: Illustr. Zeitschr. f. Entom., V (1890), p. 57.

„Die mitgeteilten Versuche des Verfs. bestätigen die Beobachtungen von Plateau nicht, wohl aber die von Becker, wonach die Insekten die Farben sehen, aber von diesen nicht ausschliesslich, sondern in Gemeinschaft mit dem Duft angelockt werden."

50. **Graenicher, S.** The Fertilization and Insect Visitors of our Earliest Entomophilous Flowers in: Bull. Wisconsin Nat. Hist. Soc., New Serie I (1900), p. 78—84.

Verf. verzeichnet die Insekten, welche *Erigenia bulbosa* besuchen; es sind dies 8 Bienen (Apis mellifica, Halictus similis und H. confusus), alle saugend und 7 Dipteren (Gonia capitata, Siphona geniculata, Lucilia caesar, L. cornicina, Pollenia rudis, Scatophaga squalida und Lonchaea polita), alle saugend oder Pollen suchend. Die zweite Frühlingspflanze, *Salix discolor* Mühl. weist bereits 84 Insektenarten auf, darunter das Maximum Bienen, dann folgen Fliegen. Schmetterlinge wurden nur in zwei, Käfer und Halbflügler nur in je drei Arten beobachtet.

Am Schlusse stellt Verf. folgende Tabelle der frühblühenden Weiden auf:

	Besucher	Andere Syrphiden
Salix cordata Mühl. — Süd-Illinois	87	49 = 56 %
S. humilis Marsh. — Süd-Illinois	51	27 = 53 %
Drei Frühspezies — Deutschland	113	61 = 54 %
Eine frühe Spezies — Flandern	43	15 = 35 %
Salix discolor Mühl. — Milwaukee	84	31 = 37 %

51. **Graenicher, S.** The Fertilization of *Symphoricarpos* and *Lonicera* in: Bull. Wisconsin Nat. Hist. Soc., New Ser. I (1900), p. 141—156, Pl. frontisp.

Verf. bespricht in dieser übersichtlich gehaltenen Arbeit die beiden Gattungen *Symphoricarpos* Juss. und *Lonicera* L. in bezug auf die biologischen Verhältnisse, welche er z. T. durch eigene Beobachtungen erforscht, z. T. durch Heranziehung der Literatur studiert hatte. Nachdem er bei jeder Art sehr eingehend den Blütenbau geschildert und eine volle Besucherliste verzeichnet hatte, stellt er am Schlusse die Resultate tabellarisch zusammen.

Digitized by Google

Symphoricarpus		Bienen	Vespiden und Eumeniden	Andere Wespen	Dipteren	Lepidopteren	Coleopteren	Im ganzen
S. symphoricarpos	Süd-Illinois (Robertson)	5	7	2	—	—	—	14
S. racemosus	Deutschland (H. Müller)	7	8	1	1	—	—	17
do.	„ (E. Lord)	2	4	—	6	—	—	12
do.	Belgien (Mac Löw)	—	—	—	—	8	—	8
do.	Milwaukee (Verf.)	28	6	1	14	8	1	58
S. occidentalis	do. (do.)	19	9	18	29	15	1	86

Lonicera		Hummeln	Andere Bienen	Syrphiden	Lepitopteren	Kolibri	Im ganzen
Bienenblumen:							
L. oblongifolia	Milwaukee (Verf.)	6	9	—	—	1	16
L. tatarica	Deutschland (H. Müller)	—	3	1	—	—	4
do.	Milwaukee (Verf.)	5	6	1	1	1	14
Hummelblumen:							
L. ciliata	Maine (J. Lovell)	1	?	—	—	—	?
do.	Milwaukee (Verf.)	—	6	—	—	—	6
L. dioica	do.	2	7	—	—	1	10
L. Sullivantii	Süd-Illinois (Robertson)	2	1	1	—	1	5
do.	Milwaukee (Verf.)	3	11	2	2	1	19

52. Graenicher, S. Flowers adapted to flesh flies in: Bull. Wisconsin Nat. Hist. Soc., II (1902), p. 29—38. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 609.

Verf. beobachtete bei vier Pflanzenarten mit unangenehmem Geruch den Insektenbesuch und fand bei

	Smilax ecirrata S.Wats.	*Smilax herbacea* L.	*Smilax hispida* Mühl.	*Evonymus atropurpurea* (Jacq.) (Ill.)	(Wis.)
Hymenoptera: Höhere Bienen	—	—	2	—	
niedere Bienen (Andrenidae)	4	6	11	5	
andere Hymenopt.	—	4	5	1	24
Diptera: Syrphidae	1	1	4	4	4
andere Fliegen	40	29	16		
Andere Besucher (Coleopt.)	8	12	2	(2)	(1)
Gesamtzahl	53	25	40	12	29

Aus den Beobachtungen werden folgende Schlusssätze abgeleitet:

Digitized by Google

1. Die nach Schweiss riechenden Blüten von *Smilax hispida* bieten in bezug auf den Insektenbesuch nichts Bemerkenswertes, sondern stimmen im allgemeinen mit nach Schweiss riechenden Blumen von ähnlichem Bau.
2. Die Blumen von *Smilax ecirrata* und *S. herbacea* mit Fäulnisgeruch sind den Fleischfliegen und den Verwandten angepasst, während die von *Evonymus atropurpurea* mit unangenehmem, aber nicht fäulnisartigem Geruch den Fliegen im allgemeinen angepasst sind.
3. Die Familie der Syrphiden vermeidet die nach Fäulnis riechenden Blumen von *Smilax cirrata* und *S. herbacea*, besucht aber jene von *Evonymus atropurpurea*.
4. Der widerliche Geruch der Blumen, der den beiden sapromyiphilen *Smilax*-Arten, sowie jener von *Evonymus atropurpurea* hält die Bienen der Familie der Andreniden vom Besuche nicht ab.

58. **Griffiths, David.** A novel seed planter in: Bull. Torrey Bot. Club, XXIX (1902), p. 161—164. — Extr.: Bot. Cbl., XC, p. 84.

Die Samen von *Plantago fastigiata* Morris werden in den Boden eingeführt, nachdem sie durch die äussere Schleimschichte feucht geworden sind.

54. **Günthart, A.** Beiträge zur Blütenbiologie der Cruciferen, Crassulaceen und der Gattung *Saxifraga*. (Stuttgart, E. Hirzel, 1902, 4°, 97 p., 11 Taf. Bildet Heft 58 der Biblioth. bot.)

Nachdem Verf. mitgeteilt, dass er seine blütenbiologischen Untersuchungen 1900 zum Teil auf der Fürstenalp bei Chur, zum Teil im botanischen Garten der Universität in Zürich, zum Teil in Fröbels Privatgarten in Zürich, 1901 aber selbe am Grossen Bernhard und im Alpengarten der Linnaea in Bourg-St. Pierre gemacht hat, schreibt er: „Ich habe fast nirgends Insektenbesuche angegeben. Dies rührt daher, dass ich ursprünglich wegen der schlechten Witterung, die mich bis jetzt bei allen meinen blütenbiologischen Untersuchungen begleitete, nur sehr wenig Insekten abfangen konnte, und diese Prozedur dann später, als ich sah, dass ich meine Zeit nutzbringender verwenden konnte, ganz aufgab. Das fast beständig regnerische Wetter hatte übrigens einen grossen Vorteil. Es bewirkte manche der in dieser Arbeit ausführlich beschriebenen direkten Anpassungen der Blüten an nasse Witterung und insbesondere an ausgebliebene Kreuzung infolge mangelnden Insektenbesuches, die mir vielleicht bei gutem Wetter entgangen wären."

Cruciferae.

1. *Iberis commutata* Sch. et K. Taf. 1 Fig. 1—8. Protogyn, besitzt aber ein langlebiges Gynoecium. Manchmal Autogamie am Ende der Anthese nicht ausgeschlossen.
2. *I. sempervirens* L. Taf. 1 Fig. 9 u. 10. (Botan. Garten Zürich.) Physiologisch protandrisch, obwohl die Fruchtblätter zuerst zur Reife gelangen. Selten Autogamie.
3. *I. Jordani* Boiss. (Fröbels Garten.) Proterogyn dichogam mit einem, das Androecium überragenden Stempel. Autogamie durch Nachwachsen des Griffels und Anlegen der Narbe an die zwei oberen Antheren unmittelbar vor Schluss der Anthese ist hier Regel.
4. *Aethionema cordifolium* DC. (*Iberis jucunda* hort.). (Fröbels Garten.) Proterogyn. Autogamie ausgeschlossen. Manchmal tritt für einen Augenblick ein zweites weibliches Stadium ein. Einzelne Blüten besitzen rudimentäre, gewöhnlich nicht mehr stäubende, fast filamentlose kleine Staubgefässe.

Digitized by Google

5. *A. armenum* Boiss. Taf. 1 Fig. 11—14. (Garten der Linnaea.) Schwach protogyn. Im letzten Moment der Anthese in der Mehrzahl der Blüten spontane Selbstbefruchtung. Das Androecium überlebt die Narbe immer etwas.
6. *A. diastrophis* Bunge. Taf. 1 Fig. 15—17. (Fröbels Garten.) Wenn das Gynoecium abstirbt, so stehen die vier oberen Antheren kaum erst auf der Höhe ihrer Tätigkeit. Da die beiden tiefer gelegenen Antheren sich erst öffnen, wenn die Narbe schon abgestorben ist, und überdies seitlich abstehen, so ist Autogamie ausgeschlossen oder höchstens durch zufälliges Herabfallen von Pollen auf die Narbe denkbar. Indirekte Selbstbestäubung durch Kreuzungsvermittler ist möglich.
7. *Petrocallis pyrenaica* RBr. Am Pilatus schwach protogyn; als Bestäuber kleine Falter.
8. *Thlaspi rotundifolium* Gaud. (Fröbels Garten.) „Spontane Autogamie ist hier noch sicherer verhindert, als bei den von Schulz untersuchten Exemplaren, wo sie nur durch die Abdrehung der Staubblätter erschwert wird, wo aber beiderlei Geschlechtsorgane gleiche Länge besitzen."
9. *T. montanum* L. (Botan. Garten Zürich.) Schwach protogynisch.
10. *Kernera saxatilis* Rchb. (Neuenburger Jura.) Blüten homogam, mit langlebigen Narben, bei einigen Exemplaren treten aber auch beide Sexualorgane gleichzeitig ausser Funktion.
11. *Cardamine pratensis* L. Taf. 1 Fig. 18—21c. Wird sehr ausführlich morphologisch und biologisch geschildert. „Die Blumen zeigen sehr schön die Verschiebung der spontanen Autogamie bis zum Schluss der Anthese und die Verhinderung der Selbstbestäubung zu jeder früheren Zeit und zwar tritt diese Verhinderung als Folge der gleichen Erscheinung ein, welche später die Autogamie bewirkt." „Die Blüten sind zwitterig, einzelne männlich, der Insektenbestäubung angepasst." „Als Anlockungsmittel dient die lilafarbene, durch paarweises Zusammenrücken der Petala bisymmetrisch zygomorphe Krone, deren Wirkung durch Saftmale in Form eines Aderwerkes erhöht wird, sowie der abgesonderte Honig." „Die Blüten sind homogam. Die Narbe wird empfängnisfähig, bevor sie die Höhe der vier oberen Antheren erreicht hat. Gleichzeitig beginnen diese zu stäuben, drehen sich aber lange, bevor die Narbe bis zu ihnen hinaufgestiegen ist, um 45°, je gegen das benachbarte kleinere Staubblatt hin, so dass keine Berührung der Sexualorgane eintreten kann. Die Drehung hört auf, wenn die vier höheren Antheren ihre Innenseiten den beiden unteren zuwenden, und geht erst nach einiger Zeit noch weiter bis zu einem Bogen von 180°, von der Anfangsstellung an gerechnet. Wenn dieser Betrag erreicht ist, so ist die Narbe am Ende ihrer Tätigkeit angelangt und die Antheren enthalten nur noch ganz wenig Staub. Durch ihr Überneigen nach hinten kommen diese nur im letzten Moment der Anthese noch mit der Narbe in Berührung. Ich habe das regelmässige und sichere Eintreten der Autogamie in diesem Stadium an zahlreichen Blüten beobachtet." Auch Heterostylie wird einzeln beobachtet.
12. *C. trifolia* L. Taf. 1 Fig. 22—27, Taf. 2 Fig. 28—88. (Botan. Garten.) „Vor ihrem gänzlichen Absterben wird die Narbe gewöhnlich noch etwas über die vier oberen Antheren weggehoben, jedoch nie so stark, dass spontane Autogamie nicht auch dann noch möglich wäre. Dann erfolgt

Digitized by Google

die Streckung des Gynoeciums infolge der eingetretenen Befruchtung. Auf diesem Stadium sind auch die Antheren der kürzeren Staubblätter abgestorben. Sie dienten ausschliesslich der Fremdbestäubung, da am Anfang ihrer Tätigkeit die Narbe zu weit entfernt war zur Autogamie und später überhaupt keine empfängnisfähige Narbe mehr existiert." Indirekte Autogamie ist durch die Blütenbesucher nicht ausgeschlossen. Die Blüte kann als vollkommen homogam bezeichnet werden.

18. *Dentaria pinnata* Lam. var. *alba*. Taf. 2 Fig. 84—85. (Fröbels Garten.) Schwach protogyn; am Schlusse Autogamie.
14. *D. pinnata* Lam. Taf. 2 Fig. 86—87. (Neuenburger Jura.) Ganz homogam. Autogamie sehr erschwert.
15. *D. polyphylla* W. u. K. Taf. 2 Fig. 88—89. (Bachtel b. Zürich.) Homogam. Spontane Autogamie ausgeschlossen, weil der Griffel immer so kurz bleibt, dass die Narbe die stäubenden Antheren nicht berühren kann. Autogamie durch Herabfallen des Pollens selten, da dieser sehr klebrig ist. Indirekte Autogamie ziemlich häufig.
16. *Lunaria rediviva* L. (Klöntal.) Homogam, seltener schwach protogynisch, meist knospenprotogyn. Autogamie ist unvermeidlich, da die Narbe den vier höherstehenden Antheren während der ganzen Anthese direkt anliegt. Die Antheren der kleinen stark seitwärts auseinander spreizenden Staubfäden dienen ausschliesslich der Allogamie.
17. *Nasturtium pyrenaicum* RBr. Taf. 2 Fig. 40—48. (Garten der Linnaea.) Spontane Selbstbestäubung ausgeschlossen. Schwach protogynisch, mit einer das Androecium bedeutend überdauernden Narbe.
18. *Draba aizoon* Wahlbg. Taf. 2 Fig. 44—46. (Fröbels Garten.) Ausgeprägt protogyn; Selbstbestäubung ausgeschlossen, da der Stempel die Staubblätter bedeutend überragt. Die kürzeren Staubgefässe treten bedeutend später in Funktion, als die längeren. An Blüten, welche von Insektenbesuch bewahrt wurden, blieb die Narbe bedeutend länger frisch. Besucher von reichlich Nektar sezernierenden in der Sonne stehenden Exemplaren bei windstiller Witterung einige Fliegen und in einer Stunde drei Bienen (während die daneben stehende weisse *Saxifraga Burseriana* von Apis mellifica umschwärmt wurde).
19. *D. aizoidis* L. Taf. 2 Fig. 47—52. (Botan. Garten.) Wenig ausgeprägt, protogyn dichogam; da der Griffel die Staubblätter während der ganzen Anthese überragt, ist Selbstbestäubung ausgeschlossen (gegen H. Müller). Autogamie durch Schliessen der Kronen möglich. Die Narbe bleibt in den meisten Blüten fast so lange frisch, als die Antheren stäuben.
20. *D. majellensis* Kern. Taf. 2 Fig. 58—56. (Fröbels Garten.) Homogam, doch spontane Autogamie ausgeschlossen, da die Sexualorgane räumlich voneinander getrennt sind. Ameisen als Honigräuber.
21. *D. altaica* Bunge. Taf. 2 Fig. 57—60. (Botan. Garten.) „Revolverblüte", da die Insekten den Rüssel nacheinander durch vier Röhren einführen müssen. Protogyn, Autogamie während der ganzen Anthese möglich; im Momente des Beginnes der Funktion der kleineren Staubblätter sehr häufig eintretend. In diesem Stadium ist nur noch die äusserste Randzone der Narbe frisch.
22. *D. dedeana* Boiss. Taf. 2 Fig. 61—64. (Fröbels Garten.) Homogam; ohne Unterschied in der Länge der inneren Staubblätter und des Stempels.

Digitized by Google

Da die Antheren immer in ihrer ursprünglichen Lage verharren, ist spontane Autogamie leicht möglich.

28. *D. lasiocarpa* Rchb. Spontane Autogamie durch direkte Berührung der Sexualorgane ziemlich häufig.

24. *D. olympica* Sibth. Taf. 2 Fig. 65—66. (Fröbels Garten.) „Homogam, nur sterben die Antheren immer viel früher ab, als die Narbe, was vielleicht in diesem Fall nur als Folgeerscheinung spärlich eingetretenen Insektenbesuches zu deuten ist". Autogamie ist durch Herabfallen des allerdings sehr klebrigen Pollens auf die Narbe wohl möglich.

25. *D. repens* Bieb. Taf. 8 Fig. 67—69. (Fröbels Garten.) Anfangs protogyn. Der Griffel streckt sich bald nach der Öffnung der Blüte stark, so dass die nun schon empfängnisfähige Narbe auch hier über die Antheren hinaus gehoben wird, bevor diese in Funktion treten. Autogamie somit ausgeschlossen. In vielen Blüten aber brechen die Antheren bereits auf, wenn die Narbe jene Stelle eben passiert, so dass Autogamie dann teils unfehlbar eintreten muss, teils doch nicht ausgeschlossen ist.

26. *D. hirta* L. Taf. 8 Fig. 70. (Botan. Garten.) Selbstbestäubung, wenigstens direkt, unmöglich. Die Narbe meist schon abgestorben, wenn sie die Höhe der noch nicht aufgebrochenen Antheren passiert. Somit ausgeprägt protogynische Insektenblumen.

27. *Descurainia deltoides* DC. (Botan. Garten.) Da die Narbe beim Stäuben der oberen Antheren gerade zwischen diesen und den beiden unteren Staubbeuteln steht, ist Autogamie durch Herabfallen von Blütenstaub möglich. Das Gynaecium, das schon eine empfangsfähige Narbe trägt, wenn es noch ganz kurz ist, setzt nun sein Wachstum weiter fort; wenn es aber die oberen Antheren erreicht, so sind die Narbenpapillen meist schon ganz verdorrt und es ist dann gewöhnlich in jenen auch nicht mehr viel Pollen vorhanden. Somit sind die Blüten anfangs stark, am Ende der Anthese nur noch schwach protogynische Insektenblüten.

28. *Aubrietia purpurea* DC. fol. arg.-marg. Taf. 8 F.g. 74—84. (Bot. Garten.) Durch eine besondere Vorrichtung wird den kurzrüsseligen Insekten der Zutritt zu dem sehr tief liegenden, durch besondere Röhren erreichbaren Honig erschwert, und den eigentlichen Bestäubern wird eine bestimmte Manier der Honigausbeutung vorgeschrieben, welche sicher zur Kreuzung führt. Die Blüten sind darum nur langrüsseligen Bienen und Faltern zugänglich — und „es lässt sich das Auftreten solcher Honigröhren in Verbindung mit der viel lebhafter als bei den meisten Cruciferen gefärbten Krone nicht anders denken, als dass wir hier eine Blume vor uns haben, die im Begriffe steht, sich zu einer höher angepassten, einer Falter- oder Bienenblume umzugestalten". Der Insektenbesuch bestätigte diese Vermutung. Die Blüten sind anfangs protandrisch, später homogam. Spontane Autogamie ist ziemlich sicher ausgeschlossen.

29. Dieselbe Art fol. aur.-marg. Taf. 8 Fig. 85—87. Blüten protogyn; im letzten Moment der Anthese kann Autogamie eintreten. Da aber die Streckung des Griffels häufig so spät eintritt, dass keine Selbstbestäubung mehr erfolgen kann, so bleiben die Narben dieser Blüten noch lange Zeit frisch.

30. *A. croatica* Schott. Taf. 8 Fig. 88. (Fröbels Garten.) Spontane Autogamie höchstens durch Herabfallen von Pollen auf die Narbe möglich, indirekte Autogamie nicht ausgeschlossen.

Digitized by Google

81. *A. deltoidea* DC. Taf. 8 Fig. 89 u. 90. (Ebenda.) Stark protogyn, Autogamie gänzlich ausgeschlossen.
82. *A. antilibani* Boiss. Taf. 8 Fig. 91. (Garten der Linnaea.) Blüten mässig stark protogyn dichogam; spontane Autogamie ausgeschlossen. (Fröbels Garten.) Blüten weit stärker dichogam; ganz selten spontane Selbstbestäubung.
83. *A. Columnae* Guss. (Garten der Linnaea.) Dichogamie gering bis mässig stark; Autogamie gegen Ende der Anthese unvermeidlich, doch kommen auch stark dichogame und verunmöglichte autogame Blüten vor. Auch Blüten mit rudimentären Staubblättern finden sich.
84. *A. Leichtlini* hort. Taf. 3 Fig. 94—100. Die dem Garten Fröbels entnommenen Blüten waren anfangs protogyn, am Ende der Anthese homogam; die Blüten des Gartens der Linnaea waren während der ganzen Anthese schwach protrandrisch. In beiderlei Blüten ist Autogamie unwahrscheinlich; in den erstgenannten ist sie aber durch Herabfallen von Pollen, in den letztgenannten dadurch möglich, dass oft der Griffel zu wenig hoch über die Staubblätter hinaus wächst.
85. „*A. Froebeli*" — Taf. 8 Fig. 92 — „eine mir unbekannte Farbenvarietät, die im Garten von Herrn Fröbel so bezeichnet war, ist so stark protogyn, dass Autogamie ausgeschlossen ist.
86. *A. gracilis* Sprun. (*A. Pinardi* Boiss.). Taf. 3 Fig. 98. (Garten Fröbels.) Protogyn; Autogamie ausgeschlossen. Narbe und Antheren bleiben ungefähr gleichlang in Tätigkeit, häufig überdauert die Narbe sogar das Androecium.
87. *Arabis alpestris* Schleich. (Garten Fröbels.) Stark protogyn. Gewöhnlich stirbt die Narbe erst ab, wenn die Antheren schon stark stäuben, oft aber auch schon bei beginnender Tätigkeit der letzteren.
88. *A. hirsuta* Scop. Taf. 8 Fig. 101 u. 102. (Botan. Garten.) Blüten anfangs ziemlich stark protogyn (gegen H. Müller), am Ende der Anthese berührten die vier oberen Staubbeutel die Narbe regelmässig.
89. *A. procurrens* W. et K. Taf. 8 Fig. 103, Taf. 4 Fig. 104—105. (Botan. Garten.) Autogamie ist infolge der protogynischen Dichogamie ausgeschlossen und, weil der Griffel während der ganzen Anthese der Staubblätter fast um die Hälfte seiner Länge überragt.
40. *A. coerulea* Haenke. (Botan. Garten.) Der Blütenbau stimmt mit der Beschreibung von Kirchner überein; die kürzeren Antheren dienen zur Kreuzung durch Insekten, namentlich Fliegen, „von denen die Blumen trotz ihres Honigmangels dennoch etwas besucht werden".
41. *A. bellidifolia* Jacq. Taf. 4, Fig. 114—115. Im Garten der Linnaea: Homogam bis schwach protogynisch (H. Müller: „protogyn mit langlebiger Narbe"). Der Stempel ist anfangs kürzer, als die Staubfäden, wenn die Narbe dem Absterben nahe ist, so ist sie durch Streckung des Griffels bis zur Höhe der oberen Antheren gehoben worden und wird von diesen, die dann stark stäuben, mit dem eigenen Pollen belegt. Die Narbe überdauert das Androceum nur kurze Zeit. — In Fröbels Garten: Der Stengel, anfangs viel kürzer, streckte sich rascher, passierte, kaum mit den ersten Narbenpapillen versehen, die 4 höher stehenden Staubbeutel, und zwar, als diese noch geschlossen waren, um hierauf noch über dieselben hinauszuwachsen, bevor sie sich öffneten, so dass niemals Selbstbestäubung eintreten konnte. Gegen Ende der Anthese

Digitized by Google

streckten sich dann auch die Filamente von neuem, so dass in einer grossen Anzahl von Blüten zuletzt noch eine Berührung der Sexualorgane eintrat, die aber oft nicht mehr zur Autogamie führte, da die hier nicht überdauernde Narbe dann meistens schon abgestorben war. In den wenigen Blüten, wo sie wegen ausgebliebener Kreuzung noch längere Zeit frisch blieb, konnte aber noch Autogamie erfolgen. — „Wir sehen hier also dieselbe Pflanze, das gleiche Ziel, Autogamie am Ende der Anthese, durch ganz verschiedene Mittel erreichen."

42. *A. alpina* L. Taf. 4, Fig. 116—119 (Botan. Garten). Homogam bis schwach protogyn, aber deutlich knospenprotogyn; Selbstbestäubung nicht möglich. Die Insekten benutzen zur Einführung des Rüssels zwei durch das Zusammenneigen von je 2 längeren und einem kürzeren Staubblatt entstandenen Wege, die ganz mit Blütenstaub ausgekleidet sind. In Fröbels Garten scheinen 4 von 10 abgeschlossenen Blüten Autogamie zu zeigen.

43. *A. albida* Stev. Taf. 4, Fig. 120. (Fröbels Garten.) Autogamie durch Pollenfall und indirekte Selbstbestäubung sind schon von Ende der Anthese möglich; die kleineren Staubgefässe dienen der Allogamie.

44. *A. Belliardieri* DC. fl. rosea. Taf. 4, Fig. 121—128. (Fröbels Garten.) Im letzten Moment der Anthese spontane Autogamie möglich.

45. *A. bryoides* Boiss. In Fröbels Garten homogam gefunden.

46. *Erysimum ochroleucum* DC. (Fröbels Garten.) Protogyne Dichogamie so stark ausgeprägt, dass die beiden Geschlechtsstadien nur noch schwach übereinander greifen. Autogamie wird regelmässig ausgeübt, indem die Narbe im letzten Moment ihrer Tätigkeit wieder bis zu den Antheren heraufgehoben wird, die noch nicht lange gestäubt haben. Die kleineren Staubblätter dienen der Fremdbestäubung.

47. *E. pumilum* Gaud. Taf. 4, Fig. 124—125. (Garten Fröbels.) Selbstbefruchtung durch Anlagen der Antheren der längeren Staubgefässe an die Narbe; die kleineren dienen der Allogamie.

48. *Alyssum podolicum* Bess. Taf. 4, Fig. 126—130. (Fröbels Garten.) Autogamie am Ende der Anthese durch Anlagen der Antheren an die Narbe (ca. 80 %).

49. *A. montanum* L. Taf. 4, Fig. 131—134, Taf. 5, Fig. 135—141. Die Blüten in Fröbels Garten waren homogam, oft schwach protogyn; im letzten Augenblick der Anthese eine spontane Autogamie möglich. Im Garten der Linnaea war die protogyne Dichogamie sehr stark ausgeprägt; nur in einigen Blüten trat Selbstbestäubung ein. Im botanischen Garten waren die Blüten noch stärker protogyn, selbst bis zum Schluss der Anthese. Vielleicht ist am Ende des Lebens die Narbe durch Herunterkippen der 4 verdorrten Staubgefässe nach hinten Autogamie möglich.

50. *A. saxatile* L. Taf. 5, Fig. 142—145. Die Blumen im Garten der Linaea und in jenem Fröbels zeigten im Bau namhafte Abweichungen. Im Garten Fröbels sind sie schwach protogyn, oft auch homogam, am Ende der Anthese immer homogam; im Garten der Linnaea homogam bis schwach protogyn. Am Ende der Anthese tritt bei dieser Selbstbestäubung mit Sicherheit ein.

51. *A. Wulfenianum* Boiss. [etwa doch Bernh? Ref.]. Taf. 5, Fig. 146—147. (Garten Fröbels.) Blüten schwach proterogyn, mit das Androecium überlebender Narbe. Selbstbestäubung ausgeschlossen.

Digitized by Google

Die „Vergleichende Übersicht über die Bestäubungseinrichtungen der besprochenen Cruciferenblüten" gipfelt in dem Satze, dass niedrig organisierten Blüten, wie z. B. denjenigen der Cruciferen, die Fähigkeit innewohnt, ihre Bestäubungseinrichtungen direkt in zweckmässiger Weise zu verändern, insbesondere diejenigen Bewegungen, Formveränderungen etc. auszuführen, welche Autogamie während der Anthese verhindern, am Ende derselben aber ermöglichen oder mit Sicherheit herbeiführen."

II. Crassulaceae.

1. *Sedum telephium* L. *(S. maximum* Suter). Taf. 5, Fig. 148. Im Garten der Linnaea beobachtete Verf. proterandrische Dichogamie, Drehung der Staubgefässe, Besuch von bestäubenden Bienen, Hummeln und grossen Fliegen zur Gewinnung des Nektars; ins Wasser gestellt zeigten die Pflanzen geringere, ja sogar entgegengesetzte Dichogamie. Im botanischen Garten fanden sich homogame Blüten mit Bewegungen der Staubblätter zur Vermeidung der Autogamie, auch ganz schwach protogyne Blüten, alle geruchlos.
2. *S. Eversii* Led. Taf. 5, Fig. 149—151. (Garten der Linnaea.) Geringe Dichogamie: Protogynie, aber trotz des starken zeitlichen Übereinandergreifens des männlichen und weiblichen Stadiums dieser Blüten trat nie Autogamie ein, da die Bewegungen der Sexualorgane so reguliert sind, dass ein genügender Zwischenraum zwischen den Narben und den stäubenden Antheren erhalten bleibt. Durch Versetzen in Wasser wurden die Exemplare weit weniger oder sogar entgegengesetzt dichogam, doch trat auch dann nie Autogamie ein.
3. *S. anacampseros* L. Taf. 5, Fig. 152. (Garten der Linnaea.) Schwach proterandrisch bis schwach protogyn, meist homogam; am Ende der Anthese Berührung der Narben mit den Staubgefässen.
4. *S. oppositifolium* Sims. Taf. 5, Fig. 153—154. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch, Autogamie nur zufällig, nicht häufig und nicht bestimmt geregelt.
5. *S. spurium* Bieb. Taf. 5, Fig. 155. (Garten der Linnaea.) Homogam; Allogamie durch die augenfälligen Blumen gesichert, Autogamie kommt nicht vor.
6. *S. alpestre* Vill. (*S. repens* Schleich.). (Liddes, Bourg-St. Pierre und Grosser St. Bernhard.) Autogamie tritt fast in allen Blüten dadurch ein, dass die Staubblätter, nachdem sie bei Beginn ihrer Funktion nach innen gegangen sind, sich nur teilweise wieder zurückbewegen, somit 1—3 Antheren mit den Stigmaten in Berührung kommen. Andere Blüten zeigten zufällige Autogamieerscheinungen, oder solche zur Not. Besucher sind bei Sonnenschein Fliegen, nie Bienen. Die am St. Bernhard-Hospiz beobachteten Blüten autogamierten bei gleichem Grade die Dichogamie so stark, wie die tiefer unten als Ausnahme vorkommenden Exemplare.
7. *S. rupestre* L. Taf. 2, Fig. 156—158. (Osières.) Autogamie im vollsten Umfange.
8. *S. acre* P. (Garten der Linnaea.) „Wir sehen an diesen Blüten sehr schön, wie die Bewegung der Staubfäden, die ursprünglich dazu diente, die stäubenden Antheren an dieselbe Stelle zu schaffen, wo zu einer anderen Zeit die empfängnisfähigen Narben sich befanden, also Fremd-

Digitized by Google

bestäubung zu erleichtern, zu einem ganz anderen Zweck, nämlich zur Autogamie am Ende der Blütezeit, verwendet werden."

9. *S. bolonienae* Lois. (*S. sexangulare* auct. non L.). Taf. 5, Fig. 159—161. (Garten Fröbels.) Schwach protogyn (nach Schulz proterandrisch); sehr starke Veränderungen im Aussehen der Blüten, vielleicht um die beiden Geschlechtsstadien von einander zu unterscheiden; „immerhin wird durch das nachträgliche Öffnen der älteren Blüten die Augenfälligkeit der ganzen Stöcke erhöht und auch den Insekten ein vergebliches Befliegen alter Blüten erspart."
10. *S. ibericum* Stev. (Garten der Linnaea.) Wenig dichogam.
11. *S. stoloniferum* Gmel. Taf. 6, Fig. 162. (Garten der Linnaea.) Schwach proterogyn. Selbstbestäubung infolge von Bewegungen der Petalen nach aussen ausgeschlossen.
12. *S. album* L. Bourg-St.-Pierre. Ausgeprägte Proterandrie mit fein abgestimmter Blüteneinrichtung zur Verhinderung der Autogamie. Bei den Topfpflanzen geringe Proterandrie mit Autogamie bewirkenden Bewegungen der Staubfäden am Ende der Anthese.
13. *S. album* var. *micranthum* (= *S. Clusianum* auct.) Aosta und Grosser St. Bernhard, Blüten weniger dichogam als bei der Stammart, Autogamie durch Anlegen der Staubbeutel an die Narbe. Auf dem Grossen St. Bernhard sind die Blüten zum Teil vollständig homogam, wenig schwach proterandrisch, einige schwach protogyn.
14. *S. hispanicum* L. (*S. glaucum* W. et K.) Taf. 6, Fig. 163—164. (Garten der Linnaea.) Protogyn. Die kronständigen Staubfäden scheinen zur Allogamie, die kelchständigen zur Autogamie prädisponiert zu sein.
15. *S. boreale* hort. Taf. 6, Fig. 165—166. (Garten der Linnaea.) Allogamie, einzelne Autogamie.
16. *S. brevifolium* DC. Taf. 6, Fig. 167. (Garten der Linnaea.) Stark protogyn, das männliche Stadium länger dauernd als das weibliche. Autogamie ausgeschlossen.
17. *S. kamtschaticum* Fisch. Im Garten Fröbels und in dem der Linnaea auch morphologisch verschieden! (6- u. 5-Zahl), erstere so stark, dass Autogamie meist ganz ausgeschlossen ist, selten durch Zufall; letztere schwach protogyn; Selbstbestäubung zeitlich möglich und durch Bewegung der Staubfäden immer und zeitig eintretend.
18. *Sempervirum tectorum* L. Taf. 6, Fig. 168. (Bourg-St. Pierre.) Besuch von Bienen und Hummeln, welche durch drehende Bewegung den Honig ausbeuten.
19. *S. arachnoideum* L. Taf. 6, Fig. 169. Die morphologischen und biologischen Verhältnisse sind bei Pflanzen, welche im Aostatale und bei solchen, die am Grossen St. Bernhard beobachtet wurden, verschieden. Erstere zeigten nie Autogamie, letztere starke Förderung derselben.
20. *S. piliferum* Jord. (*S. pilosella* L.). Taf. 6, Fig. 170. (Liddes und Orsières.) Proterandrie mit zufälliger Selbstbestäubung.
21. *S. alpinum* Griseb. Taf. 6, Fig. 173—175. Montalin in Graubünden. Reicher Insektenbesuch, besonders Hummeln. Proterandrisch; spontane und indirekte Autogamie ausgeschlossen, erstere durch die Bewegung der Sexualorgane, letztere durch das Verhalten der Hummeln.
22. *S. Wulfeni* Hoppe. Taf. 6, Fig. 176—180. Fürstenalge bei Chur. Besucher sind Hummeln. Blüte proterandrisch. Autogamie ausgeschlossen;

Digitized by Google

nur bei den peripherischen Blütenständen, deren Blumen an der dem Boden zugewendeten Seite schlecht ausgebildet sind.

28. *S. Braunii* Wilm. (doch Funck? Ref.). Bourg-St. Pierre. Stark proterandrisch; Autogamie ausgeschlossen.
24. *S. Foucounetti* Reut.*) Taf. 6, Fig. 171. (Garten der Linnaea.) Proterandrie, mit starken Bewegungen der Staubfäden; Besucher sind Hummeln.
25. *S. Gaudini* Christ. Taf. 6, Fig. 172. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch. Autogamie selten oder zufällig.
26. *S. dolomiticum* Facch. (Garten der Linnaea.) Ausgeprägt proterandrisch. Autogamie völlig ausgeschlossen.
27. *S. Doellianum* C. B. Lehm. (Garten der Linnaea.) Proterandrisch; Selbstbestäubung nie beobachtet.
28. *S. Heuffelii* Schott. Taf. 7, Fig 181, 182. (Garten der Linnaea.) Schwach proterandrisch mit lange lebenden Narben. Autogamie nicht möglich.
29. *S. globiferum* L. (Ebenda.) Stark dichogam mit lange dauernden Narben; einzelne Blüten auch weniger dichogam.
30. *S. hirtum* L. Taf. 7, Fig. 183—184. (Ebenda.) Homogam mit zeitig eintretender Autogamie. In allen Blüten sassen Blattläuse auf den Antheren, doch nur wenn diese bereits stäubten. Sie waren mit Blütenstaub bepudert und erleichtern ohne Zweifel die Selbstbestäubung.

Die „Vergleichende Übersicht über die Bestäubungseinrichtungen der besprochenen Crassulaceenblüten" — gipfelt in dem Satze, dass „die niedrig angepassten Blüten imstande sind, sich an die Verhältnisse ihrer Umgebung direkt zweckmässig anzupassen, insbesondere ihre Bestäubungseinrichtungen so einzurichten, dass bei ausgebliebener Allogamie Selbstbestäubung mit vermehrter Sicherheit eintritt."

III. Saxifraga.

1. *S. Huetiana* Boiss. Taf. 7 Fig. 185—186. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch, Selbstbestäubung ausgeschlossen, selten letztere durch die Stellung ermöglicht.
2. *S. tridactylites* L. Taf. 7 Fig. 187—188. (Botan. Garten.) Die Geschlechtsentwickelung scheint sehr rasch unter äusseren Einflüssen sich abzuändern: Proterandrisch mit Zwischenstadium (Linné, Sprengel), schwach protogyn mit früh eintretender Autogamie (H. Müller), protogyn (Kirchner) und proterandrisch (Monte Baldo: Kirchner) — nach dem Verf. schwach protogyn mit sehr früh und regelmässig eintretender Selbstbefruchtung durch Anlegen einiger oder aller Antheren an die Narben.
3. *S. irrigua* M. Bieb. Taf. 7 Fig. 189—192. (Fröbels Garten.) Stark proterogyn, aber knospenhomogam.
4. *S. granulata* L. Taf. 7 Fig. 193—198. (Fröbels und Botan. Garten.) Ausgeprägt proterandrisch; Selbstbestäubung durch die starkentwickelte Dichogamie ausgeschlossen. Autogamiebewegungen kommen nicht vor.
5. *S. peltata* Torr. Taf. 7 Fig. 199. (Fröbels Garten) „eigentlich stark, physiologisch schwach proterandrisch".
6. *S. tenella* Wulf. Taf. 7 Fig. 200—201. (Garten der Linnaea.) Die Beobachtungen daselbst (dichogam) stimmen mit jenen von Kirchner.
7. *S. ajugaefolia* L. Taf. 7 Fig. 202—204. (Garten der Linnaea.) Ausgesprochen proterandrisch, doch greifen die beiden Blütenstadien noch so

*) Richtig Fouconnetti Reut. (Ref.)

Digitized by Google

stark übereinander, dass spontane Autogamie möglich ist; diese tritt jedoch mehr zufällig ein.

8. *S. aquatica* Lap. Taf. 7 Fig. 205 [nicht 105. Ref.]. (Botan. Garten.) So stark proterandrisch, dass Autogamie ausgeschlossen ist; in einzelnen Fällen scheint aber doch Selbstbestäubung vorzukommen.
9. *S. capitata* Lap. (*S. ajugaefolia* × *aquatica*). Taf. 7 Fig. 206. (Garten der Linneae.) Stark proterandrisch; Autogamie ausgeschlossen.
10. *S. Wallaci* MacNab. (*S. Camposii* Boiss. et Reut.). Taf. 8 Fig. 207 und 209. (Garten der Linnaea.) Proterandrisch; Autogamie erschwert.
11. *S. canaliculata* Boiss. et Reut. Taf. 8 Fig. 211—214. (Garten der Linnaea.) Proterandrisch.
12. *S. trifurcata* Schrad. Taf. 8 Fig. 215—218. (Garten der Linnaea.) So stark proterandrisch, dass Autogamie ausgeschlossen ist.
13. *S. pedemontana* All. Taf. 8 Fig. 219. (Garten Fröbels.) Wie bereits Kirchner angibt, ausgeprägt proterandrisch. Verf. fand die Blüte knospenhomogam; an manchen Blüten mit einem neutralen Zwischenstadium.
14. *S. decipiens* Ehrh. Taf. 8 Fig. 220—222. (Botan. und Fröbels Garten.) Stark proterandrisch, mit kurzem neutralem Zwischenstadium. Im Garten Fröbels ein vielleicht nicht zu dieser Art gehöriger Stock schwach proterandrisch, am Schluss autogam durch zentrifugale Bewegungen einzelner Staubfäden.
15. *S. latifolia* Ser. Taf. 8 Fig. 223—224. (Botan. Garten.) So stark protogyn, dass Autogamie fast sicher ausgeschlossen ist.
16. *S. palmata* Lap. (*S. geranioides* L.). (Fröbels Garten.) Schwach proterandrisch; Autogamie möglich, am Ende der Anthese beobachtet.
17. *S. ceratophylla* Willd. (*C. decipiens* Ehrh. var. *quinquefida* Haw.). Taf. 8 Fig. 215. (Garten Fröbels.) Stark proterandrisch; zufällig spontane Selbstbestäubung; eigentliche Autogamiebewegungen fehlen.
18. *S. rosularia* hort. (S. rosularis Schott?). Taf. 8 Fig. 226. (Fröbels Garten.) Proterandrisch; Autogamie nicht gänzlich ausgeschlossen, findet durch Zufall statt.
19. *S. Churchilli* Hort. Taf. 8 Fig. 227—229. (Fröbels Garten.) Ausgeprägt proterandrisch. Spontane Autogamie nicht möglich; trotzdem autonome Bewegungen der Staubblätter. „Diese Erscheinung tritt auch bei anderen Arten häufig ein und ist in den Fällen, wo sie keinen Erfolg mehr haben kann, wohl als Atavismus aus einer Zeit mit schwächer Dichogamie aufzufassen."
20. *S. globulifera* Desf. (*S. granatensis* Boiss. et Reut.). (Garten der Linnaea.) Ausgeprägt proterandrisch; Autogamie wäre möglich, falls Bewegungen der Staubblätter einträten; diese bleiben aber aus, und spontane Selbstbestäubung wurde nie beobachtet.
21. *S. stenophylla* Royle (*S. flagellaris* Willd.). Taf. 8 Fig. 230—232. (Fröbels Garten.) Stark proterandrisch. Zweimal wurde Autogamie beobachtet.
22. *S. varians* Sieb. (*S. muscoides* auct.). Taf. 8 Fig. 233—234. (Grosser St. Bernhard.) Proterandrisch; Autogamie ausgeschlossen, doch kommen Autogamiebewegungen vor. Verschiedene Stöcke zeigen verschiedene biologische Eigentümlichkeiten, namentlich diejenigen auf der Südseite und in den tieferen Lagen stärkere Proterandrie, wobei zu beachten ist, dass alle diese Abänderungen gleichzeitig und immer an allen Blüten eines Stockes auftreten.

Digitized by Google

23. *S. paradoxa* Kit. (*S. moschata* Wulf. var. *pygmaea* Haw.). Taf. 8 Fig. 235—236. (Fröbels Garten.) Ausgeprägt proterandrisch, dichogam, spontane Selbstbestäubung ausgeschlossen.
24. *S. stellaris* L. Taf. 8 Fig. 237. (Grosser St. Bernhard.) Proterandrisch, Autogamie durch Zufall, „am Schluss der Anthese durch zentripetale Bewegungen einzelner Staubblätter sehr oft mit grösserer Sicherheit" (Müller). Verf. fand die Blüten weniger dichogam und da auch homogame Blüten beobachtet wurden, ergibt sich, dass die Bestäubungseinrichtungen dieser Art sehr starke lokale Abänderungen aufweisen.
25. *S. capillaris* hort. Taf. 8 Fig. 238—242. (Fröbels Garten.) Ausgeprägt proterandrisch mit langem neutralem Zwischenstadium. Autogamie durchaus unmöglich. Umfärbung und dadurch Entstehung eines Schauapparates.
26. *S. aspera* DC. Taf. 9 Fig. 243—246. (Bourg-St.-Pierre und Grosser St. Bernhard.) Proterandrisch mit neutralem Zwischenstadium; Autogamie ist ausgeschlossen.
27. *S. bryoides* L. Taf. 9 Fig. 247—250. (Grosser St. Bernhard.) Schwach proterandrisch, am Schluss der Anthese Autogamie; auch schon früher bei manchen Exemplaren zufällig spontane Selbstbestäubung.
28. *S. bronchialis* L. (Garten Fröbels.) Stark proterandrisch; Autogamie ausgeschlossen. Knospe schwach proterandrisch.
29. *S. tricuspidata* Reh. (Garten der Linnaea.) Mässig stark, einige schwach proterandrisch; Autogamie immer am Ende der Anthese.
30. *S. aizoides* L. Taf. 9 Fig. 251—252. (Fürstenalpe, Montalin, Avers, Grosser St. Bernhard.) Grosse Verschiedenheiten im Blütenbau und in der Blütenfarbe.
31. *S. Hausmanni* Kern. (*S. aizoides* × *mutata*). (Grosser St. Bernhard.) Stark proterandrisch.
32. *S. patens* Gaud. (*S. aizoides* × *caesia*). Taf. 9 Fig. 253—256. (Fröbels Garten.) Sehr stark proterandrisch mit kurzem neutralen Zwischenstadium; Selbstbestäubung ausgeschlossen.
33. *S. umbrosa* L. Taf. 9 Fig. 257—260. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch, Autogamie ausgeschlossen.
34. *S. geum* L. Taf. 9 Fig. 261. (Botan. Garten.) Blüten stark proterandrisch.
35. *S. lingulata* Bell. Taf. 9 Fig. 262. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch; bei ausnahmsweise langlebigen Narben durch zufällige Bewegungen der Staubfäden gegen Ende der Anthese spontane Selbstbestäubung.
36. *S. Gaudini* Brügg. Taf. 9 Fig. 263. Stark proterandrisch; Autogamie wäre möglich, „wenn die zwar nie fehlenden zentripetalen Bewegungen der Staubblätter rechtzeitig eintreten würden."
36. *S. catalaunica* Boiss. et Reut. (Garten der Linnaea.) Proterandrisch das männliche Stadium bedeutend länger als das weibliche; oft neutrales Zwischenstadium; Autogamie ausgeschlossen; doch öfters zentripetale Bewegungen der Staubgefässe am Ende der Anthese.
37. *S. crustata* Vest. f. *pectinata* Schott. Taf. 9 Fig. 264. (Fröbels Garten.) Stark dichogam mit Bewegung der Staubblätter; bei schwach proterandrischen Blüten Autogamie.

Digitized by Google

38. *S. altissima* Kern. Taf. 9 Fig. 265. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch, Autogamie ausgeschlossen.
40. *S. cochlearis* Reichb. Taf. 9 Fig. 266—267. (Garten der Linnaea.) Proterandrie nicht besonders stark; gegen Ende der Anthese Autogamie-Bewegungen der Staubfäden, „die oft sehr energisch sind und meistens auch Selbstbestäubung einleiten."
41. *S. aizoon* Jacq. var. *robusta* Engl. Taf. 9 Fig. 268—270. (Garten der Linnaea.) Stark proterandrisch mit neutralem Zwischenstadium; Autogamie nicht denkbar; doch Autogamiebewegungen der Staubfäden.
42. *S. aizoon* Jacq. f. *Sturmiana* Schott. (Fröbels Garten.) Ebenso Autogamie ausgeschlossen; doch berühren die entleerten Antheren die Stigmata.
43. *S. aizoon* Jacq. f. *cartilaginea* Willd. (Fröbels Garten.) Sehr stark proterandrisch mit neutralem Zwischenstadium; Autogamie ausgeschlossen.
44. *S. Forsteri* Stein. Taf. 9 Fig. 271—272. (Garten der Linnaea.) Hochgradig proterandrisch, mit neutralem Zwischenstadium.
45. *S. luteo-viridis* Schott et Kotschy. Taf. 9 Fig. 273—275. (Fröbels Garten.) Homogam — „eine im Übergangsstadium zwischen Chasmogamie und Kleistogamie stehende Art." Es lässt sich bei derselben auch deutlich eine direkte Beeinflussung der Autogamiebewegungen der Staubfäden durch Nichteintreten der Befruchtung wahrnehmen.
46. *S. Kotschyi* Bois. (Garten Fröbels.) Wie *S. diapensioides* Bell.
47. *S. aretioides* Lap. Taf. 10 Fig. 276—279. (Garten Fröbels.) Protogyn, die meisten Blüten mit Autogamie.
48. *S. scardica* Griseb. Taf. 10 Fig. 280—283. (Fröbels Garten.) Protogyn mit sehr langdauerndem männlichen Stadium; auch das Gynaecium ist sehr langlebig. Spontane Autogamie durch die inneren Staubblätter. Ameisen oft Honig raubend.
49. *S. coriophylla* Griseb. (Garten Fröbels.) Proterandrisch in mässiger Distanz; Autogamie kommt nicht vor. Die Endblüten sind so stark proterandrisch, dass sich die beiden Stadien kaum noch berühren.
50. *S. marginata* Sternb. Taf. 10 Fig. 284—288. (Botan. Garten.) Protogyn; Autogamie nur in denjenigen Blüten möglich, die infolge ausgebliebener Kreuzbefruchtung langlebige Narben haben, da in den normalen Blüten des Gynoecium um diese Zeit nicht mehr funktioniert.
51. *S. diapensioides* Bell. (Fröbels Garten). Das weibliche Stadium in der Knospe verlaufend. Nachts geöffnet.
52. *S. squarrosa* Sieb. (Garten der Linnaea.) Proterandrisch, ist mit neutralem Zwischenstadium. Autogamie ausgeschlossen.
54. *S. tombeanensis* Boiss. Taf. 10 Fig. 289—292. (Fröbels Garten.) Protogyn; viele Blüten bleiben unbefruchtet.
54. *S. Vandellii* Sternb. Taf. 10 Fig. 293—297. (Fröbels Garten.) Protogyn; spontane Selbstbestäubung am Ende der Anthese.
55. *S. Burseriana* L. Taf. 10 Fig. 298—301, Taf. 11 Fig. 302—307. (Fröbels Garten.) Stark proterogyn; im übrigen varieren die Erscheinungen am Bestäubungsapparate ausserordentlich und führen bis zur Autogamie, so dass Verf. den Satz aufstellt, es seien diese niedrigen noch nicht einem speziellen Besucherkreis angepassten Blüten imstande, ihre Bestäubungseinrichtungen während der Anthese in zweckmässiger Weise insbesondere

Digitized by Google

so zu verändern, dass bei ausgebliebener Fremdbestäubung am Ende der Anthese Autogamie eintritt. Die Blumen werden von Honigbienen besucht.

56. *S. Burseriana* L. f. *major* Hort. (Garten Fröbels.) Blüten weniger dichogam, ohne Autogamiebewegung.

57. *S. sancta* Griseb. Taf. 11 Fig. 808—811. (Botan. Garten.) Protogyn; Autogamie verhindert, weil die Staubfäden sich bei Aufnahme ihrer Tätigkeit bis ziemlich weit über die Narben hinaus erstrecken.

58. *S. pseudosancta* Janka (*S. apiculata* Engl.). Taf. 11 Fig. 812—819. (Botan. Garten und Fröbels Garten.) Protogyn, Autogamie unmöglich.

In der „Vergleichenden Übersicht über die Bestäubungseinrichtungen der besprochenen Arten der Gattung Saxifraga" werden die einzelnen Gruppen der Reihe nach behandelt; Verf. gelangt auch hier wieder zu dem Schlusssatze, dass die Blüten derselben „jederzeit imstande sind, unter gewissen äusseren Einflüssen ihre Bestäubungseinrichtungen direkt oder indirekt in zweckmässiger Weise abzuändern" — ein Satz, der schliesslich für alle 8 behandelten Formengruppen in die Worte zusammengefasst wird, dass niedrig angepasste Blumen, wie die der drei behandelten Gruppen, „sich unter gewissen äusseren Einflüssen zweckmässig umzugestalten und insbesondere bei ausbleibender Kreuzung ihre Bestäubungseinrichtungen so umzuändern vermögen, dass am Ende der Anthese mit Sicherheit Autogamie eintritt und dass diese Blüten auch sonst ganz bestimmte Anpassungen an die besuchenden Insekten erkennen lassen."

55. **Hall, John Galentine.** An Embryological Study of *Limnocharis emarginata* in: Bot. Gaz., XXXIII (1902), p. 214; Taf. IX.

Die Pflanze bildet nach Selbstbestäubung reichliche Früchte.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

56. **Hallier, H.** Kanarische *Echium*-Arten im Hamburgischen Botanischen Garten in: Gartenfl., LI (1902). 872—877, 2 Fig.

Verf. erwähnt, dass bei *Echium virescens* DC. nebeneinander blassblaue und rosenrote Blüten vorkommen, nicht nacheinander und beide Farben auf verschiedenen Pflanzen. Weiter wurden verschieden lange Staubgefässe beobachtet: bei den rosablütigen überragen sie die Blumenkrone und erreichen fast die Grösse des Griffels, bei den blauen sind namentlich diejenigen der unteren Blüten nie so lang wie die Blumenkrone.

Heterostylie ist dieser Fall nicht, da die Griffel durchaus gleich lang sind. Bei *E. simplex* DC. ist dieses Verhältnis noch viel auffälliger. Die Staubgefässe der kleinblütigen Stöcke ragen kaum aus der Krone hervor, während sie bei den grossblütigen fast die Länge des Griffels erreichen. Doch nur die ersteren öffnen sich und entbinden Pollen, die letzteren welken, ohne sich geöffnet zu haben. Bei denselben sind die Pollenkörner verschrumpft. Demnach kommen bei beiden Arten neben grösseren normalen Zwitterblüten mit langen aufspringenden und fruchtbaren Staubblättern auch weibliche Blüten mit zwar der äusseren Form nach normalen, aber kürzeren nicht aufspringenden sterilen Staublättern vor. Bei *E. virescens* DC. finden sich neben kurzen nicht aufgesprungenen mit blauen Filamenten versehenen Staubblättern auch einige mit roten Staubfäden und reichlichem Blütenstaub vor, am Ende der Blütezeit waren nur noch Zwitterblüten mit langen fruchtbaren Staubblättern vorhanden, die blaue Korollen hatten. Während also *E. simplex* streng gynodiöcisch ist und neben Pflanzen mit lauter normalen Zwitterblüten auch rein weibliche vollständig auf Fremdbestäubung angewiesene Pflanzen vorkommen (oder auch Partheno-

Digitized by Google

genese?), ist bei *E. virescens* auch an der vorwiegend weiblichen Pflanze, wenn keine Fremdbestäubung stattgefunden hat, die Möglichkeit der Selbstbestäubung noch dadurch gesichert, dass sich an der anfänglich rein weiblichen Blütenrispe schliesslich doch noch Zwitterblüten entwickeln, *E. virescens* ist also gynomönöcisch.

Nachträglich bemerkt Verf., dass auch *E. simplex* gynomonöcisch ist, aber in umgekehrter Reihenfolge der Zwitter- und weiblichen Blüten. „Bei ersterer mag also die Entwickelung eingeschlechtlicher Blüten vielleicht die Folge einer Art Erschöpfung sein, während bei *E. virescens* umgekehrt die auch in ihren Vegetationsorganen schwächere weibliche Pflanze erst allmählich die Kraft und Fähigkeit zur Ausbildung normaler, vollkommener Blüten erlangt. Auch an der weiblichen Pflanze von *E. simplex* haben sich übrigens wieder junge Blütenknospen entwickelt und es ist nicht unmöglich, dass sich auch hier wie an den zwitterblütigen Pflanzen derselben Art und an den weiblichen von *E. virescens* noch die andere Blütenform, in diesem Falle also Zwitterblüten entwickeln, wodurch dann den letzten weiblichen Blüten der ursprünglich zwitterblütigen Pflanzen immer noch die Möglichkeit der Befruchtung geboten werden würde. Hingegen sind die Wickel der ursprünglich weiblichen Pflanze von *E. virescens* sämtlich vollständig ausgeblüht, während die beiden Rispen des zwitterblütigen Strauches vor dem völligen Bekanntwerden der oben beschriebenen Verschiedenheiten eingelegt wurden."

57. **Hedlund, T.** Om frukten hos *Geranium bohemicum* in: Bot. Notis., 1902, p. 1—89. — Extr.: Bot. Centralbl., LXXXIX, p. 452.

Verf. konstatiert, dass bei *G. bohemicum* die Samen schon in weichem Zustande keimfähig sind. Sie sind anfangs glänzend braun, später bekommen sie gelbbraune Flecken und Streifen, schliesslich werden sie gelbgrau. Dieser Wechsel wird durch Veränderungen in den Temperatur- und Feuchtigkeitsverhältnissen hervorgerufen; die Färbung der Samen ist von jener der Fruchtwand unabhängig. Bezüglich des Fruchtbaues und der Verbreitungsweise der Samen unterscheidet Verf. in der Gattung *Geranium* 7 Typen:

1. *G. cinereum*-Typus: Schliesst sich der Gattung *Erodium* an. Die Frucht bleibt geschlossen und wird in Verbindung mit den Grannen fortgeschleudert. Hierher: *G. cinereum* Cav., *G. argenteum* L. und verwandte Arten. Übergänge zur 2. Gruppe: *G. phaeum* L., *G. lividum* L'Hérit. *G. reflexum* L. und Verwandte.
2. *G. pratense*-Typus: Der Samen wird aus dem Fruchtraum ausgeschleudert; dieser ist an der Innenseite offen und am unteren Ende mit einem Haarbüschel versehen, welcher die Öffnung und den Samen teilweise bedeckt. Hierher die grösste Anzahl der *Geranium*-Arten.
3. *G. dissectum*-Typus: Wie vorigen, aber an Stelle des Haarbüschels ist ein pfriemenförmiger Fortsatz der Fruchtwand ausgebildet.
4. *G. pusillum*-Typus: Die Frucht wird mit dem eingeschlossenen Samen fortgeschleudert, der von der Granne getrennt ist. Der abgelöste Fruchtraum ist an der inneren und an der unteren Seite mit einer spaltenförmigen Öffnung versehen. Hierher: *G. molle* L., *G. pyrenaicum* L., *G. pusillum* L., *G. canariense* Reut. usw.
5. *G. robertianum*-Typus: Die fortgeschleuderten Fruchträume sind mit je zwei fadenförmigen Haarbildungen versehen, durch welche auch eine Windverbreitung ermöglicht wird. Hierher: *G. robertianum* L. und verwandte Arten.

Digitized by Google

6. *G. favosum*-Typus: Die Fruchträume sind gross und haben ein geringes spezifisches Gewicht; daher wird der in dem Fruchtraum eingeschlossene Samen sowohl durch Abschleudern, als auch durch den Wind verbreitet. Der Fruchtschnabel ist gedreht. Hierher: *G. favosum* Hochst. und *G. trilophum* Boiss.
7. *G. bohemicum*-Typus: Nähert sich morphologisch am meisten dem vorigen, biologisch dagegen dem *G. pratense*-Typus. Die Samen werden aus den Fruchträumen hinausgeschleudert. An der Fruchtwand selbst ist kein Haarbüschel oder ähnlich funktionierende Bildung vorhanden. „Die Öffnung des Fruchtraumes wird zuerst nach der Seite gedreht und ist in dieser Lage durch die nebensitzenden Staubfäden zum Teil bedeckt; dadurch wird der Same am Ausfallen gehindert. Die Grannen machen während ihrer Entwickelung eine Längsdrehung von etwa 90°; die Öffnung des Fruchtraumes wird beim Aufspringen durch eine kombinierte Biegung und Drehung der Granne allmählich nach aussen gerichtet und nimmt, wenn der Fruchtraum die Höhe, bei welcher der Same weggeschleudert werden soll, erreicht hat, eine Stellung nach aussen zwischen der Horizontal- und Vertikalebene ein. Da die Samen bei *G. bohemicum* in einer Richtung, die mit dem Horizontalplan einen Winkel von gewöhnlich mehr als 45° bildet, ausgeschleudert werden, wird die Verbreitung derselben nicht durch die bei dieser Art in allen Stadien aufrechte Stellung der Blüten beeinträchtigt."

58. **Hansgirg, A.** Phyllobiologie, nebst einer Übersicht der biologischen Blatttypen von 61 Siphonogamenfamilien. Berlin, Gebr. Borntraeger, 1902 (1903 am Titelblatt), 8°, 486 p., Fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 609.

Kurze Inhaltsübersicht: I. Einleitung, Geschichtliches und Allgemeines über die Schutzvorrichtungen der Laubblätter.

II. Spezielles und Übersicht der biologischen Klassen oder Haupttypen der Laubblätter nebst Verzeichnissen der zu einzelnen Typen gehörigen Pflanzen.

Erster Abschnitt. Wasser- und Sumpfblätter-Typen der Hydro- und Helophyten.

1. *Vallisneria*-Typus der Strömungsblätter.
2. *Myriophyllum*- und *Ouvirandra*-Typus der Stehwasserblätter.
3. *Nymphaea*-, *Pistia*- und *Pontederia*-Typus der Schwimmblätter.
4. *Isoëtes*-Typus der Binsenblätter.
5. *Lysimachia*-(*Naumburgia*-)Typus der Überschwemmungsblätter.
6. *Arum*- und *Caltha*-Typus der Sumpfblätter.

Zweiter Abschnitt. Luftblättertypen der Landpflanzen.

a) An schattige und feuchte Standorte angepasste Blätter mit zu einer Erhöhung der Transspiration dienenden Mitteln, z. B. Schattenblätter vom *Paris*-Typus, *Pulmonaria*-Typus der hellgefleckten, *Cyclamen*-Typus der an der Unterseite durch Anthocyan purpurrot gefärbten Blätter usw.;
b) An Regen angepasste Blätter, z. B. mit Träufelspitze von *Ficus*, Samtblätter von *Bigonia;*
c) An den Wind angepasste Blätter, z. B. *Populus*, *Chamaerops*, *Phragmites* usw.;
d) An sonnige Standorte angepasste Blätter mit Einrichtungen zur Herabsetzung der Verdunstung, z. B. Palmen-Typus der Leder-

Digitized by Google

und Windblätter, Coniferen, *Myrtus-* und *Laurus*-Typus, *Eucalyptus*-Typus und *Iris*-Typus (Profilblätter), *Erica*-Typus (Rollblätter), *Phaca*-Typus (Klappblätter);

e) An Aufnahme von Regen und Tau angepasste Blätter *(Hymenophyllum*, Mangrove u. a. Typen), Runzelblätter von *Salvia*, lackierte Blätter von *Escallonia;*

f) Vor Benetzung mit Wasser, intensiver Insolation, Insekten usw. geschützte Blätter, Wachsblätter von *Hoya*, behaarte Blätter von *Gnaphalium*, Nutations- und Variationsblätter;

g) Vor Winterkälte und Schnee geschützte Blätter *(Helleborus, Pinus);*

h) Vor Tieren durch Schutzbewegung geschützte Blätter *(Mimosa*-Typus der reizempfindlichen, *Gnidia*-Typus der myrmekophoben Blätter);

i) Mit zur Wasser- oder Nährstoffspeicherung dienenden Mitteln versehene Blätter *(Crassulaceae);*

k) Mit Stacheln, Dornspitzen, Borsten, Brennhaaren, Raphiden, Gerbstoffen, Alkaloiden, oder anderen mechanischen oder chemischen Schutzmitteln gegen Tierfrass bewehrte Blätter (zoophobe Blätter) Disteln-, Säge-, Rauh-, Brenn-, Gift-, ölhaltige Blätter, Milchblätter usw.;

l) Mit verschiedenen Lockmitteln zum Tierfang versehene, Drüsenhaare oder extranuptiale Nektarien tragende Blätter (myrmekophile Nektarblätter von *Cassia, Prunus* usw., myrmekobrome Blätter von *Acacia, Cecropia*, karni- und insektivore Blätter);

m) Zur Wasseransammlung ausgebildete Blätter (Zisternenblätter von *Dipsacus);*

n) Mit sack- oder blasenartigen, von Ameisen oder kleinen Tieren oder Pflanzen bewohnten Hohlräumen versehenen Blättern (zoo- und algodome Blätter vom *Cecropia*-Typus, *Azolla*-Typus);

o) Blätter der Epiphyten und Saprophyten: Schuppen-, Nischen-, Mantel-, Urnen-, Löffel-, Fang- und Wasserblätter;

p) Sommer- uud immergrüne Blätter der Parasiten, z. B. *Viscum*-Typus.

III. Übersichten der phyllobiologischen ökologischen Typen einiger Siphonogamenfamilien und Gattungen (61 Familien).

IV. Über die Schutzeinrichtungen der jungen Laubblätter (Mittelblätter) und der Keimblätter (für erstere 12 Typen).

V. Zusammenfassung und Schlussbemerkungen mit einer Übersicht der phyllobiologischen Typen nach ihren konversen, adversen oder biversalen Anpassungen. Berichtigungen und Zusätze.

59. **Hansgirg, A.** Nachtrag zu meinen Neuen Beiträgen zur Pflanzenbiologie etc. im XII. Bande, 2 dieser Beihefte in: Beihefte z. Bot. Centralbl., XIII (1902), p. 191—198.

Dieser Nachtrag bringt zur vorher aufgeführten Arbeit weitere Nachträge, und zwar diesmal lauter Namen, in den entsprechenden Kategorien untergebracht, ohne weitere Rückblicke auf biologische Fragen im engeren Sinne.

60. **Hansgirg, A.** Neue Beiträge zur Pflanzenbiologie nebst Nachträgen zu meinen phytodynamischen Untersuchungen in: Beihefte zum Bot. Centralbl., XII (1902), p. 248—278. — Extr.: Bot. Centralbl., XC., p. 583.

Digitized by Google

Die vorliegenden Beiträge sind z. T. das Ergebnis einer im Herbste 1901 unternommenen Reise nach dem Orient und bilden einen Nachtrag zu zwei Aufsätzen, welche im Jahr 1898 (vgl. Bot. Jahresber., XXI [1898], I. Abt., p. 846, No. 50) und 1896 (vgl. ebendort, XXIV [1896], I, p. 184, No. 89) erschienen sind.

Sie umfassen zahlreiche neue Beispiele für die daselbst aufgestellten und zwar: Gamo- und Karpotropismus der Blütenstiele für folgende Typen: 1. *Avena*-, 2. *Oxalis*-, 3. *Primula*-, 4. *Coronilla*-, 5. *Veronica*-, 6. *Aloë*-, 7. *Fragaria*-, 8. *Aquilegia*-Typus; ferner zum *Dodecatheon*-Typus: *Dodecatheon frigidum*.

Auch einige hydrokarpische Krümmungen der Fruchtstiele werden namhaft gemacht. Dann folgen Nachträge zu den phyllokarpischen und geokarpischen Krümmungen, welche namentlich die Gattung *Cyclamen* betreffen; desgleichen betreffen die postkarpotrophischen Krümmungen namentlich die Gattung *Viola*.

Die geo-, amphi- und heterokarpischen Krümmungen und die geophilen Pflanzen werden mit einem Literaturhinweis abgetan.

Nun folgt ein sehr reiches Verzeichnis von Pflanzen, an welchen postflorale, zum Schutze der reifenden Frucht dienende karpotrophische Schliessbewegungen der Kelch-, Hüll- und Deckblätter auftreten, dem sich ein weiteres der zoo- oder myrmekophoben Schutzbewegungen anschliesst. Zoo- und myrmekophobe Krümmungen der Laubblätter sind viel seltener zu beobachten. Weiter folgen Listen mit periodisch sich wiederholenden Öffnungs- und Schliessbewegungen und mit Eintagsblüten. Neu ist die Liste der Pflanzen mit agamotropischen, d. h. nur einmal sich öffnenden mehrtägigen und auch beim Verblühen sich nicht oder unvollständig schliessenden Blüten. Pseudo- und Hemipseudokleistogamie sowie Kleistopetalie wird mit Hinweis auf die Literatur behandelt; dagegen ist die Liste der Pflanzenarten mit Schlafbewegungen und zwar mit Reizbewegungen ziemlich reich geworden.

Zum Schlusse folgen noch Bemerkungen über die blutrotgefärbten Blüten von *Daucus carota*. Verf. führt an, dass er diese in Böhmen meist von Aasfliegen und anderen Dipteren, dann von Ameisen und anderen Hymenopteren und von verschiedenen Fäulnisstoffe liebenden Insekten besucht fand, welche die Befruchtung dieser Blüten vermitteln.

Dann folgt eine Liste von blut- oder fleischrotgefärbten und widerlichen Geruch ausströmenden Blüten, ein Kapitel über den Farbenwechsel in seiner biologischen Bedeutung, und endlich die Pflanzen mit Stengelverdickungen und -knoten. Dieselben werden als wasserabsorbierende Organe gedeutet. Bei *Hovenia dulcis* und *Calonyction muricatum* sind sie essbar und dienen daher zur Samenverbreitung.

61. **Hansgirg, A.** Zur Biologie der herabgekrümmten Laubblätter der *Aralia spathulata* und *Meryta Senfftiana* in: Österr. Bot. Zeitschr., LII (1902), p. 217—222, 270—273.

„Was die Schutzeinrichtungen der jungen Blätter der *Aralia spathulata* anbelangt, so bemerke ich hier zunächst, dass die ganz jungen Blätter durch Beschränkung des Umfanges der den Sonnenstrahlen, dem Regen, Winde etc. direkt ausgesetzten Oberfläche und durch Bergung des noch zarten Gewebes unter einem schützenden gummi- oder firnisartigen (klebrigen) Überzuge, welcher die aus der Knospe hervortretenden Blätter oft mit zahlreichen Fasern und Membranen mit einander verklebt, vor schädlicher (übermässiger)

Digitized by Google

Transpiration, Austrocknung, aufkriechenden Tieren (Ameisen) etc. ähnlich wie die sogenannten lackierten Blätter geschützt sind."

„Meiner Meinung nach dient die starke, jedoch nicht vertikale Herabkrümmung (wie bei den sog. Hängeblättern) die an der Spitze sehr schwach dreilappigen Blätter der *Aralia spathulata* und der mit einer Träufelspitze nicht versehenen Laubblätter von *Meryta Senfftiana* in erster Linie zum Schutze vor aufkriechenden Ameisen und ähnlichen Insekten, gegen welche die Araliaceen auch häufig durch dicht gedrängt stehende Stacheln, Borsten, firnisartige Überzüge und ähnliche Schutzmittel geschützt sind."

62. **Harris, Arthur and Kuchs, Oscar, M.** Observations on the Pollination of *Solanum rostratum* Dunal and *Cassia chamaecrista* L. in: Bull. Univers. Kansas, I (1902), p. 15—41, 1 Pl.

In der sehr gründlich durchgeführten Arbeit gelangen die Verf. zu folgenden Schlussresultaten:

Solanum rostratum.

1. Wie bereits Prof. Todd beobachtet hat, ist die Zahl der rechts- und der linksseitigen Blumen einer Pflanze bei jeder beträchtlichen Grösse fast gleich.
2. Als allgemeines Gesetz gilt: zu gleicher Zeit öffnet sich nur eine Blume eines Blütenstandes, aber sehr häufig öffnen sich auch zwei an demselben am gleichen Morgen, welche zugleich eine rechts- und eine linksseitige Blumen darstellen, wodurch in einer grossen Anzahl von Fällen Bestäubung zwischen Blumen desselben Blütenstandes ermöglicht wird, so dass Todd's Theorie der Bestäubung ganz korrekt erscheint.
3. Sogar an den kleinen Zweigen der Pflanze sind die Blumen meist annähernd in diese zwei Typen geteilt.
4. Die Blumen haben einen deutlich wahrnehmbaren Geruch.
5. Verschiedene Insektenarten besuchen die Blumen wegen des Pollens, einige entnehmen solchen, ohne Bestäubung zu vollziehen.
6. Bei einer etwas hastigen mikroskopischen Untersuchung wurde zwischen dem Pollen von dem grossen und von den kleinen Staubgefässen kein sehr auffallender Unterschied beobachtet.
7. Eine sehr wichtige Aufgabe der beobachteten Anordnung des Stengels und der Staubgefässe an *Solanum rostratum* scheint den Verff. die zu sein, die besuchenden Insekten zu erhalten.
8. Es scheint, dass den Pollen der kleinen Staubgefässe für die Bestäubung viel wichtiger ist als Prof. Todd glaubt, namentlich, nachdem man jetzt mit grösserer Sicherheit weiss, dass dieser besser den Griffel erreicht, als der des grossen Staubgefässes. Die Tatsache, dass die Fruchtbarkeit des Pollens vom grossen Staubgefässe jedenfalls etwas fraglich ist, und dass bei anderen Pflanzen Staubgefässe von ähnlichem Baue ihre Reproduktionsfähigkeit gänzlich verloren haben, scheint dieses zu bestätigen.
9. In einer kleinen Anzahl von Fällen scheint der Pollen des langen Staubgefässes auf der eigenen Narbe fruchtbar zu sein, ebenso wie auf der Narbe einer Blume, welche sich mit ihr zugleich auf der entgegengesetzten Seite des Blütenstandes öffnet.
10. Bisweilen scheint spontane Selbstbestäubung vorzukommen.
11. Der Prozentsatz der Fälle, in welchen Samen sich in solchen Blüten entwickeln, in denen künstliche Bestäubung in derselben Blüte oder in

Digitized by Google

zwei Blumen desselben Blütenstandes stattgefunden hat, ist viel geringer, als wenn durch Insekten Kreuzbestäubung vermittelt wird, und erreicht nach des Verf. beschränkten Beobachtungen etwa 28,5 %. Ob dies teilweise durch die Methode der Pollenübertragung hervorgerufen wird oder nicht, wurde nicht festgestellt. Ob die Samen, welche auf diese Art der Bestäubung derselben Blume oder der Blumen desselben Blütenstandes entstanden sind, keimfähig seien oder nicht, konnte nicht geprüft werden. Doch sei erwähnt, dass der obige Prozentsatz der Fälle hervorgegangen ist aus dem Mangel der Fruchtbarkeit des Pollens des grossen Staubgefässes.

12. Im Verhältnis zur Zahl der Samenhüllen, welche sich normalerweise entwickeln, ist die Zahl der Blumen, in denen eine Bestäubung nicht ausgeführt wird, sehr gering und erreicht nach den Beobachtungen des Verf. kaum mehr als 6 %.

Cassia chamaecrista L.

1. Rechts- und linksseitige Blumen werden gleichzeitig an derselben Pflanze erzeugt. Wenn man mehrere Pflanzen daraufhin untersucht, so scheint die Zahl der rechts- und linksseitigen Blumen tatsächlich dieselbe zu sein.
2. Soweit beobachtet wurde, wurden nie zwei Blumen zu derselben Zeit an einem Blütenstande offen beobachtet, noch wurde eine Knospe, welche für den folgenden Tag zum Öffnen reif war, zugleich mit einer geöffneten Blüte gefunden. Kreuzbestäubung zwischen Blumen an demselben Blütenstande ist somit nicht möglich, wie dies bei *Solanum rostratum* häufig der Fall ist.
3. Soweit die Schriftsteller bisher feststellen konnten, existiert kein Gesetz, nach welchem rechts- und linksseitige Blumen an den entgegengesetzten Seiten der Handachse sich finden.
4. Verschiedene Insektenarten besuchen die Blumen um des Pollens willen.
5. Es scheint, dass die Bestäubung in vielen Fällen durch die Übertragung des Pollens an den Beinen des Insekts bewirkt wird, durch welche er zur Narbe getragen wird.

Die Funktion, welche von Prof. Todd den Kronblättern zugeschrieben wird, scheint dem Verf. gänzlich unwahrscheinlich.

68. **Haupt, Hugo.** Zur Sekretionsmechanik der extrafloralen Nektarien in: Flora, XC (1902), p. 1—41. — Extr.: Bot. C., LXXXIX, p. 189.

In der Einleitung gibt Verf. einen Überblick über die bisherigen Untersuchungen der Nektarien und bespricht dann den Einfluss des Alters auf die Nektarabsonderung, den Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf die Sekretion (*Prunus laurocerasus, Vicia faba, Sambucus racemosa, Acacia lophantha, Viburnum opulus, Impatiens parviflora*), den Einfluss des Lichtes auf die Nektarabsonderung, den Einfluss der Temperatur, den Einfluss chemischer und mechanischer Reize auf die Absonderung, die Resorption, die Abhängigkeit der Resorption vom Licht und dieselbe von inneren Faktoren. Im Kapitel: Beziehungen der Nektarien zur Insektenwelt, bringt Verf. zunächst die Ansichten von Ch. Sprengel, Ch. Darwin, G. Bonnier, Pfeffer, Delpino, Schimper und Kerner über dieselben und schliesst mit seinen eigenen Beobachtungen.

Die *Prunus*-Arten wurden zur Zeit der stärksten Nektarabsonderung von grossen Mengen Ameisen besucht, die stets mit Sicherheit auf dem kürzesten

Digitized by Google

Wege von einem Nektarium zum anderen wanderten. Die von Ameisen besuchten Bäume schienen um diese Zeit von anderen Insekten verschont zu bleiben, ja vor der kleinen Formica rubra L. sah Verf. sogar an *Prunus triloba* eine Wespe fliehen, die sich des Nektars bemächtigen wollte. Verf. konnte Ameisen an so ziemlich allen einheimischen Pflanzen mit extrafloralen Nektarien beobachten, so auch bei nassem Wetter an den reichlich ausscheidenden Kelchnektarien von *Paeonia officinalis* oder Anthodialschuppen der Knospen von *Serratula lycopifolia*. Bei gutem Wetter war ihr Besuch zahlreicher, eine Art grauer Fliegen, die gern den Nektar von *Paeonia officinalis* mitausbeuten wollte, wurde fast jedesmal daran verhindert. Ein *Sambucus nigra* ohne Nektarien wurde auch nicht von Ameisen besucht, dagegen *S. racemosa* sehr zahlreich; dass durch die Ameisen ein Reiz zur Anregung der Sekretion ausgeübt werde, scheint dem Verf. unwahrscheinlich. Sobald die Zeit der stärkeren Nektarsekretion vorüber war, verliessen die Ameisen zugunsten einer ergiebigeren Nektarquelle diesen bisherigen Wirkungskreis. In Rovigno wurden die Nektarien von *Ricinus communis* von 8 Ameisenarten und Pelopoeus spirifex ausgebeutet, ferner von Polistes gallica und Vespa germanica; jene von *Hedera helix* durch Scharen einer Helophilus-Art. Verf. fand viele Pflanzen mit extraforalen Nektarien von Aphiden besucht: „es erscheint möglich, dass auch sie in Beziehung zu den extrafloralen Nektarien stehen, wenn auch kaum in einer für die Pflanzen vorteilhaften."

Verf. erblickt in den extrafloralen Nektarien Schutzorgane gegen Ameisen und durch diese gegen schädigende Insekten. Den Schluss der Arbeit bildet eine Betrachtung: Anatomischer Bau und plasmolytische Werte einiger Nektariumzellen und ein kurzer Überblick der Forschungsresultate: „Der Beginn der Absonderung in extrafloralen Nektarien ist von einem gewissen Alter der Sekretionsorgane sowie von ausreichender Feuchtigkeit abhängig. Gesteigerte Luftfeuchtigkeit beschleunigt dann wesentlich die Wassersekretion, während die ausgegebene Zuckermenge konstant bleibt. In vielen Fällen kehrt die Zuckersekretion nach dem Entfernen des Zuckers wieder, in anderen häufigeren hört sie alsdann völlig auf; die Wasserversorgung der Nektarien erfolgt hier demnach nur durch die osmotische Wirkung. Endlich kehrt in bestimmten Fällen nach dem Entfernen des Nektars zwar keine Zuckersekretion, wohl aber eine aktive Wasserauspressung wieder; wir haben es also hier mit Übergängen zu Hydathoden zu tun und es kommt für die Wasserversorgung dieser Nektarien eine Drucksekretion neben der durch osmotische Wirksamkeit in Frage.

Das Licht gewinnt nur in wenigen, ganz speziellen Fällen direkten Einfluss auf die Nektarsekretion, nämlich bei *Vicia* und Euphorbien, wo ganz unabhängig von der Assimilation, durch die schwächer brechbaren Strahlen des Spektrums, die Sekretion veranlasst wird. Verdunkelte Nektarien dieser Pflanzen sondern infolge korrelativer Beeinflussung ab, wenn die übrige Pflanze hell beleuchtet wird.

Für den Sekretionsbeginn bedarf es ferner einer für die einzelnen Pflanzen verschiedenen Minimaltemperatur. Schon aktive Nektarien setzen die Sekretion auch unterhalb dieser Grenze, obwohl verlangsamt, fort. Die Sistierung der Sekretion und die häufig mit ihr verbundene Resorption des Zuckers nach jenen wird durch den mit dem Alter sich ändernden Stoffwechsel beeinflusst. Sie unterliegt also, genau wie die Schaffung und lokale Anhäufung des Zuckers im Nektariumgewebe, lediglich der Steuerung durch eine Summe innerer

Digitized by Google

Faktoren in der Pflanze; nur bei *Vicia* und Euphorbien bewirkt der äussere Einfluss des Lichtmangels die Resorption. Ist die Disposition zur Resorption einmal vorhanden, so nimmt die Pflanze durch die Nektarien auch schwache, ihr künstlich gebotene Zuckerlösung auf."

64. **Hill, T. G.** On Variation in the Flowers of certain Species of *Primula* in: Ann. of Bot., XVI (1902), p. 817–820; 2 Pl. u. Fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 188.

Aus zahlreichen Untersuchungen (1250 Blüten von *Primula veris* L. und 880 Blüten von *P. vulgaris* Huds.) geht hervor, dass das Androecium starke Variationen zeigt, das Gynoecium (Ovarium) stets normal war.

65. **Hemsley, A.** The Fertilisation of Sweet peas in: Gard. Chron., 3. Ser., XXXII (1902), p. 871.

Verf. bestreitet die Möglichkeit einer Kreuzbestäubung bei Sweet peas *(Lathyrus sativus?)* durch Insekten und führt die Varietäten derselben auf menschliche Einwirkung zurück.

66. **Hildebrand, F.** Über Ähnlichkeiten im Pflanzenreich. Eine morphologisch-biologische Betrachtung, Leipzig, W. Engelmann, 1902, 8°, 4, 66 p. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 471.

Meist Bekanntes, öfters sogar Veraltetes (z. B. Haarpelz der Pflanzen als Kälteschutz!). Verf. will zeigen, „wie durch äussere Lebensbedingungen ebenso aber durch innere Anlagen ganz ähnliche Gestalten und Verhältnisse bei solchen Pflanzen hervorgebracht werden, welche nicht im geringsten mit einander verwandt sind, wie ebenso zwischen gewissen Pflanzen und Tieren sich Ähnlichkeiten finden, welche man durchaus nicht als Mimicry der Zoologen ansehen kann." Er behandelt in diesem Sinne die Ähnlichkeit im allgemeinen Habitus: *Potentilla fragariastrum* mit *Fragaria vesca*, *Bischoffia javanica* mit *Turpinia pomifera*, *Osmanthus ilicifolia* mit *Ilex aquifolium*. Dann geht er über auf die Ähnlichkeiten zwischen einzelnen Teilen, zwischen Sprossen, zwischen Laubblättern, zwischen Laubblättern und Blüten; dann zwischen Blütenständen und Einzelblüten, zwischen Einzelblüten im Habitus (Alismaceen und Ranunculaceen, *Polygala* und Papilionaceen) im Duft, dann zwischen Blütenstielen und Fruchtknoten, Hülle und Kelch, zwischen Blumenkronen, endlich zwischen Früchten, wie *Arctostaphylus officinalis* und *Vaccinium vitis idaea*, *Fragaria vesca* und *Arbutus unedo*, Brombeere und Maulbeere, Flügelfrüchte und Früchte von Leguminosen und Cruciferen, dann Ahnlichkeiten zwischen Früchten und Samen (*Castanea vesca* und *Aesculus hippocastanum*), zwischen Samen und zwischen Früchten, Brutknospen und Samen.

Von den Ähnlichkeiten zwischen Pflanzen und Tieren behandelt er die Ähnlichkeit zwischen Blättern und Tieren: Kieferstämme mit Schlangen; *Testudinaria elephantipes* „Schildkrötenpflanze", Fälle von Mimikry, Blattstiel der Aroideen: *Sauromatum*, *Amorphophallus* mit Schlangen, Blätter von *Broussonetia papyrifera* (wie angefressen); Blüten und Tieren: Knospen von *Renanthera moschifera* wie Schlangenköpfe, Orchideen-Ophrys-Arten; Ähnlichkeit von Blütenkätzchen der Walnuss und Raupen des kleinen Nachtpfauenauges, auch Birken, Erlen, Haselnuss mit Raupen; Ähnlichkeit der Düfte: Bocksgeruch von *Himantoglossum hircinum*, Moschusgeruch *(Adoxa moschatellina)*, Wanzengeruch *(Orchis coriophora)*; Früchten und Tieren: *Matthiola tricuspidata* u. a. A. mit raupenartigen Früchten, ebenso *Calendula arvensis* und *C. officinalis*, *Avena sterilis* mit Bewegungen, *Trichosanthus anguina* und *T. colubrina* mit Schlangen, *Melilotus* mit Blattläusen; und Samen und Tieren: *Helleborus foetidus* mit

Digitized by Google

Käferlarven, *Galanthus* und *Melampyrum* mit Ameisenpuppen, *Ricinus* mit Tieren überhaupt.

Eine allgemeine Zusammenfassung, mit einer Auseinandersetzung der Ursachen der Ähnlichkeiten: Verwandtschaft, gleiche Lebensbedingungen, gleiche Funktion der Teile, innen Anlagen, Nutzen der Ähnlichkeiten, nützliche Eigenschaften — schliesst die Arbeit.

67. **Hochreutiner, B. P. G.** Biologie du fruit chez les Malvacées in: Actes trav. 85 session soc. helvet. sc. nat., 1902, p. 78. — Extr.: Archiv. sc. phys. et nat. Genève, 1903, p. 148—144.

68. **Höppner, H.** Weitere Beiträge zur Biologie nordwestdeutscher Hymenopteren. VI. Über einige Nestbauten der *Bombus soroensis* F. var. *proteus* Gerst. in: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 298—301.

Verfasser beobachtete bei *Bombus soroensis* var. *proteus* Gerst. folgenden Blumenbesuch:

	Weibchen	Arbeiter	Männchen
Brunella vulgaris L.	—	1	—
Calluna vulgaris Salisb.	—	1	1
Campanula rotundifolia L.	—	1	1
Cirsium palustre Scop.	—	1	1
Epilobium angustifolium L.	1	—	1
Hieracium umbellatum L.	—	1	1
Jasione montana L.	1	1	1
Leontodon autumnalis L.	—	1	1
Rubus idaeus L.	1	—	—
R. sp.	1	—	—
Succisa pratensis Mönch.	(1)	1	1
Thymus serpyllum L.	1	1	—
Vaccinium myrtillus L.	1	—	—

Die jungen Weibchen sah Verf. nur einmal bei Freissenbüttel saugend auf *Succisa pratensis*. Diese Pflanzen werden nicht gleich stark besucht. Einige werden bevorzugt.

Die Weibchen findet man anfangs fast nur auf *Vaccinium myrtillus* L. so im Oldenbütteler Gehölz, im Elm bei Hülseberg, im Gehölz von Bärenwinkel und im Windhorn bei Hambergen.

Später besuchen sie mit Vorliebe *Rubus*-Arten, doch wurden sie auf *R. idaeus* L. nur im Elm bei Hülseburg gefunden. Die übrigen Blumen werden bei Freissenbüttel nur einzeln von den Weibchen besucht.

Die Arbeiter bevorzugen *Campanula rotundifolia* L. Später trifft man sie an manchen Stellen, z. B. auf den Weiden in und um Freissenbüttel, in der Nähe des Schäferberges bei Oldenbüttel, bei Hambergen und Westerbeck fast nur auf *Succisa pratensis*; am Nordrande des Elm auf einer Wiese nur auf *Leontodon autumnalis*. Im Spätsommer sieht man sie häufig auf *Calluna vulgaris*.

Die Männchen besuchen überall um Freissenbüttel mit Vorliebe *Calluna vulgaris*, *Campanula rotundifolia* und *Succisa pratensis*. Auffallend war das aus-

Digitized by Google

schliessliche Vorkommen der Männchen am Elm bei Hülseberg auf *Leontodon autumnalis* L. Erwähnenswert ist, dass die Hummel bei Freissenbüttel nicht auf Papilionaceen beobachtet wurde. Am Nordrande des Elm zieht sich eine schmale, langgestreckte trockene Wiese hin, die im August dicht mit *Leontodon autumnalis* bedeckt ist; hieran schliesst sich ein grosses Kleefeld. Alle hier vorkommenden Hummelarten bevorzugen *Trifolium pratense*, nur Bombus soroensis var. proteus zieht *Leontodon autumnalis* dem Klee vor.

„Ich habe stundenlang die Hummeln bei ihrem Treiben beobachtet, Bombus sor. v. prot. vermied aber konstant den Klee."

69. **Holm, Herm.** Floras Kinder in Wehr und Waffen in: Natur, LI (1902), p. 103—105.

Lauter bekanntes Zeug — zum wievielten Male?

70. **Hutchinson, R. K.** Dispersion of Seeds in: Sci. Gossip. New Serie, VIII (1902), p. 244.

71. **Jamieson, T.** Self Crossfertilization of Oates in: Proc. Agric. Research Aberdeen 1900. Aberdeen, 1901, p. 25—49, Fig.

71a. **Jenčič, A.** Verbreitungsmittel der Früchte und Samen (Vortrag). Wiener illustr. Gartenzeitung, XXVI (1901), p. 271—281.

Von zoochoren Fällen (p. 278) wird die Verbreitung durch die Exkremente und Gewölle erwähnt, ferner durch Tiere, welche Vorratskammern anlegen, durch Ameisen, wozu auch die neueste Beobachtung Ludwigs an *Helleborus foetidus* gehört. Die Verschleppung mittelst des Felles wird an dem Vorschreiten von *Xanthium spinosum* in Nieder-Österreich erläutert. Es folgt die Darstellung der Verbreitung durch den Füssen von Vögeln anklebende Schlammklümpchen, dann von *Harpagophyton procumbens* und zum Schlusse willkürliche und unwillkürliche durch den Menschen.

72. **Kirchner, O.** Das Blühen und die Befruchtung der Obstbäume. Vortrag im Württembergischen Obstbauverein 12. Januar 1899.

Das Blühen der Obstbäume wird z. T. nach den Beobachtungen von M. B. Waite (vgl. Bot. J., XXII [1894], 1. Abt., p. 295, No. 121), z. T. nach eigenen Beobachtungen am Blühen des Birnbaumes dargestellt. Die Bestäubung wird meistens durch Insekten, besonders durch Honigbienen vermittelt; Selbstbestäubung findet selten statt. Ein grosser Teil der angelegten Früchte wird in der Jugend regelmässig abgestossen, wahrscheinlich, weil die im Baum vorhandenen organischen Baustoffe nicht ausreichen, alle zum Auswachsen zu bringen. Überdies ist auch die Witterung von grossem Einflusse auf den Fruchtansatz: kühles und feuchtes Wetter wirkt in jeder Beziehung ungünstig, indem die Blüten verderben, der Ausflug der Bienen verhindert und die Bestäubung unmöglich gemacht wird. Sicher steht, dass Fremdbestäubung wertvoller ist als Selbstbestäubung, wobei es ganz gleichgültig ist, ob der Pollen von derselben Blüte, von demselben Baume oder von einem anderen Baume derselben Sorte stammt, da diese Bestäubungsweisen untereinander ganz gleichwertig sind. Normal entwickeln sich überhaupt immer nur jene Früchte, welche durch Kreuzbestäubung entstanden sind, d. h. durch Belegung des Pollens einer anderen Sorte; namentlich die grössten sind immer so zu erklären, sei es, dass diese künstlich geschieht oder dass sie dem Bienenbesuche ausgesetzt werden. Birnen, welche durch Selbstbestäubung hervorgebracht werden, entwickeln z. T. fast gar keine Samen, während die anderen gesunde und reichliche Samen tragen. Es empfiehlt sich daher, zur Erzielung vollkommener Früchte verschiedene Sorten im Gemisch anzubauen und

Digitized by Google

namentlich dafür zu sorgen, dass Honigbienen in ausreichender Menge vorhanden sind.

73. **Kirchner, O.** Fruchtbildung ohne Befruchtung in: Jahresh. Ver. vaterl. Naturk. Württemberg, LVIII, 1902, p. LXXXIV—LXXXV.

Verf. teilt mit, dass er Versuche mit *Bryonia dioica*, Gurken, Melonen und Kürbissen gemacht hat, welche zum Teil die Möglichkeit des „Fruchtungsvermögens" (Gärtner) beweisen, zum Teil noch kein ganz positives Ergebnis lieferten und noch weiter geführt werden sollen, wobei auch die Frage, ob parthenogenetische Entwickelung, d. h. Weiterentwickelung der Eizelle ohne Befruchtung vorkommen kann, in Betracht zu ziehen ist.

74. **Kirchner, O.** Mitteilungen über die Bestäubungseinrichtungen der Blüten in: Jahresh. Ver. vaterl. Naturk. Württemberg, LVIII (1902), p. 8—67, III. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 117.

Vergl. Bot. J., XXIX (1901), 2. Abt., p. 625, No. 161.

71. ***Primula spectabilis*** Tratt. Monte Baldo. Heterostyl.

72. ***Androsacea lactea*** L. Im Hohenheimer botanischen Garten und in Sündermanns Garten sind die Blüten homogam mit unvermeidlich eintretender spontaner Selbstbestäubung. Bei den älteren Blüten ist Fremdbestäubung bei Insektenbesuch begünstigt. Der Nektar wird vom Fruchtknoten abgeschieden.

73. *A. villosa* L. Ebenda — wurde beobachtet, dass spontane Selbstbestäubung unvermeidlich ist. Nektar wird gleichfalls vom Fruchtknoten abgesondert

74. *A. maxima* L. Hohenheimer bot. Garten. Homogam, spontane Selbstbestäubung; Nektarabsonderung zweifelhaft.

75. *A. Hausmanni* Leyb. In Sündermanns Garten; mit *A. lactea* übereinstimmend. Nektar wird auf den Fruchtknoten abgesondert.

76. ***Cortusa Matthioli*** L. Im Hohenheimer botanischen Garten wurde Protogynie und gamotropische Bewegung bestätigt. „Zwängt ein Insekt seinen Rüssel zwischen den Antheren und dem steifen Griffel hindurch, so muss Pollen aus dem geöffneten Antherenkegel auf das Insekt herunterfallen, welches vorher schon mit der Narbe in Berührung gekommen ist. Die ganze Einrichtung stellt sich darnach als die einer Bienenblume mit Streukegeleinrichtung dar, wobei jedoch das Vorhandensein von Nektar, den ich in der Blüte nicht wahrnehmen konnte, noch dahingestellt bleiben muss."

77. ***Lysimachia nemorum*** L. Auf dem Pfänder bei Bregenz deutliche Nektarabsonderung beobachtet. „Spätere Untersuchungen an Pflanzen der Hohenheimer Umgebung führten indessen nicht zu einer zweifellosen Feststellung von Nektarabsonderung; eine solche scheint demnach nur unter besonders günstigen Umständen und offenbar nicht häufig stattzufinden."

78. *L. ciliata* L. Nektar wird nicht abgesondert; die Blüten im Hohenheimer botan. Garten waren schwach protogynisch, doch kann beim Aufspringen der Antheren spontane Selbstbestäubung leicht erfolgen.

79. *L. punctata* L. Blüten schwach protogyn; spontane Selbstbestäubung kann nicht leicht eintreten. Nektar war nicht aufzufinden (Hohenheimer botan. Garten).

80. *L. thyrsiflora* L. Sehr starke Protogynie. Spontane Selbstbestäubung durch Herabfallen von Pollen auf die langlebige Narbe möglich. Nektar wurde nicht aufgefunden.

Digitized by Google

81. *Asterolinum stellatum* Lk. et Hoffmgg. Im Hohenheimer botan. Garten ausschliesslich kleistogam. Nach der Befruchtung verlängert sich der Blütenstiel und biegt sich bogenförmig abwärts; die Kapsel steht im geöffneten Fruchtkelche.

82. *Plumbago europaea* L. Bei Rom dimorph beobachtet: lang- und kurzgriffelige Formen. Schwach protogyn; in der kurzgriffeligen Form spontane Selbstbestäubung durch Pollenfall möglich. An einem und demselben Pflanzenstock findet sich immer nur einerlei Blütenform. Duft war nicht wahrnehmbar; Nektar wird vom Fruchtknoten in spärlicher Menge abgesondert. Besucher sind Tagfalter: *Pieris*-Arten zahlreich, *Colias edusa* L., *Spilothyrus alceae* Esp. auch *Macroglossa stellatarum* L.; Honigbienen besuchen die Blumen, können aber mit ihrem Rüssel den nektarhaltigen Grund nicht erreichen.

83. *Armeria purpurea* Koch. Im Wollmatinger Ried beobachtet, stimmt mit *A. vulgaris* L. Vanilleduft und Nektarabsonderung. Anfangs sind die gleichzeitig entwickelten Narben und Antheren voneinander entfernt, später krümmen sich die Griffel unregelmässig, wodurch einige Narben gelegentlich mit den noch Pollen enthaltenden Antheren in Berührung kommen.

84. *A. plantaginea* Willd. Im Hohenheimer bot. Garten untersucht. Stimmt mit vorigen, aber infolge einer abweichenden Bewegung der Geschlechtsorgane erfolgt regelmässig spontane Selbstbestäubung. Nektar wurde an der Spitze des Fruchtknotens abgesondert; nach MacLeod jedoch an der Einfügungsstelle der Staubfäden. Ob ein Wechsel in der Einrichtung für die Nektarabsonderung?

85. *Fraxinus ornus* L. Bei Lugano und am Monte Baldo nur Bäume mit Zwitterblüten und mit männlichen Blüten; beide stark duftend und von Hoplia argentea Poda besucht; erstere Blütenstände sind grösser und in der Färbung augenfälliger. Sie sind ausgeprägt proterogyn, mit langlebigen Narben. An beiderlei Blüten wurde weder Nektarabsonderung, noch Insektenbesuch beobachtet.

86. *Olea europaea* L. Blüten homogam; duften wie Reben. Durch Herabfallen den Pollen spontane Selbstbefruchtung möglich. Arco.

87. *Chlora perfoliata* L. Während die Blüte ausgebreitet ist, sind Antheren und Narbe voneinander entfernt, aber da sich die Blüten nachmittags schliessen, und die Narbe gleichzeitig mit den Antheren entwickelt ist, so werden nun beiderlei Geschlechtsorgane miteinander in Berührung gebracht und es muss spontane Selbstbestäubung eintreten. Nektar wurde nicht wahrgenommen. Gardone und Gargnano.

88. *Pleurogyne carinthiaca* Griseb. Blüten homogam. Da die Blüten eine horizontale Stellung haben, so kann in diesem Zustande kein Pollen von selbst auf die Narbe gelangen, aber abends schliessen sie sich, und zwar wahrscheinlich zu wiederholten Malen, und hiebei werden die Staubblätter gegen das Pistill gedrückt; an den Rändern der Antheren haftet soviel Pollen, dass etwas davon auf die Narbenstreifen abgesetzt, also spontane Selbstbestäubung vollzogen wird. Besucher nicht beobachtet; ein Käfer an den Nektarschüppchen. Fassatal und Avers.

89. *Nerium oleander* L. Blüten mit Vanilleduft. Die Bestäubung erfolgt ohne Zweifel durch Schmetterlinge. Rom.

Digitized by Google

90. *Convolvulus cantabrica* L. Arco. Sehr schwach proterogyn mit regelmässig stattfindender spontaner Selbstbestäubung. Nektar am Grunde der Blüten.
91. *Collomia grandiflora* Dougl. Im Hohenheimer botan. Garten während der Hauptblütezeit so stark proterandrisch, dass spontane Selbstbestäubung nicht eintreten kann, wogegen die Herbstblüten meist Homogamie und die Möglichkeit spontaner Selbstbestäubung aufweisen. Kleistogame Blüten an Pflanzen von Trillfingen bei Hohenzollern.
92. *Cynoglossum germanicum* Jacq. Stimmt mit *C. vulgare*. Am Ende des nach oben etwas verjüngten Griffels befindet sich die Narbe zwischen den unteren Enden der Antheren, so dass in den ziemlich horizontal oder etwas nach aufwärts gerichteten Blüten bei ihrer Homogamie spontane Selbstbestäubung eintreten muss. Nektar wird von der Unterlage des Fruchtknotens abgesondert. Val Nambron in Südtirol.
93. *C. pictum* Ait. Schwach proterogyn mit Selbstbestäubung. Der Farbenwechsel beginnt nach dem Aufspringen der Antheren. Torbole.
94. *Eritrichium nanum* Schrad. Schwach proterogyn; spontane Selbstbestäubung durch Pollenfall. Avers.
95. *Myosotis Rehsteineri* Wartm. Zwitterblüten homogam; die Blüten der weiblichen Stöcke kleiner als diese. Übrigens wie *M. palustris* With. Bregenz.
96. *Cerinthe major* L. Im Hohenheimer botan. Garten deutlich proterogyn; Selbstbestäubung nur schwach möglich. Besucher sind Hummeln.
97. *Vitex agnus castus* L. Duftet aromatisch. Protogyn; spontane Selbstbestäubung kann nicht stattfinden. Besucher wurden nicht beobachtet. Riva.
98. *Ajuga chamaepitys* Schreb. Bei der Homogamie der Blüten und der geringen Entfernung der Narben von den Antheren kann wohl spontane Selbstbestäubung häufig eintreten. Trient. — Im Hohenheimer botan. Garten eine grossblumige Form mit derselben Blüteneinrichtung wie dort.
99. *Teucrium botrys* L. Hohenheimer botan. Garten. Proterogyn mit vorragender Narbe und Nektarabsonderung. Besucher: Honigbienen und kleinere Apiden.
100. *Rosmarinus officinalis* L. Beobachtet im botan. Garten in Hohenheim, bei Lugano und Rom. Blüten ausgeprägt proterandrisch. Nektar an der Unterlage des Fruchtknotens. In Rom wurden Weisslinge und Honigbienen als Besucher der Blüten beobachtet. Wegen der wechselnden Länge des Griffels tritt spontane Selbstbestäubung bald nur selten, bald häufig und unvermeidlich ein.
101. *Brunella alba* Pall. Bei Riva nur homogame Zwitterblüten. Kein Duft, aber Nektar.
102. *Galeopsis pubescens* Bess. Stimmt mit *G. tetrahit*. Die Blüten sind homogam. Trient, Pinzolo. Besucher: kleine Hummeln.
103. *Stachys alpina* L. Blüten proterandrisch, da der Griffel lange Zeit hinter den Antheren liegt und somit auch bei eintretendem Insektenbesuch nicht berührt wird; erst später treten die Schenkel zwischen den unteren Enden der inneren Antheren hervor und werden von besuchenden Insekten berührt und bestäubt. Spontane Selbstbestäubung scheint gar nicht stattzufinden. Besucher sind Hummeln; Nektar wird von der

Digitized by Google

Unterlage des Fruchtknotens abgesondert. Graubünden (Filisur-Bellalüna).

104. *Betonica alopecurus* L. Blüten von Val Brenta alta duftend und ausgeprägt proterandrisch. Nektar wird von der Unterlage des Fruchtknotens abgesondert.

105. *Calamintha grandiflora* Mönch. Bei Pinzolo gynodiöcisch, seltener gynomonöcisch mit schwach proterandrischen Zwitterblüten; spontane Selbstbestäubung nur ausnahmsweise. Die weiblichen Blüten sind abweichend gebaut; doch gibt es zwischen diesen und den zwitterigen Mittelformen von mittlerer Grösse und mit teilweise reduzierten Antheren. Insektenbesuche wurden nicht beobachtet, wohl aber zahlreiche Kronen, welche 10 mm über ihrem Grunde durchgebissen waren.

106. *Linaria arvensis* Desf. Infolge der Homogamie der Blüten und der Stellung der Geschlechtsorgane muss spontane Selbstbestäubung eintreten. Insektenbesuch wurde nicht beobachtet. Lindau.

107. *Anarrhinum bellidifolium* Desf. Man wird annehmen dürfen, „dass die Narbe junger Blüten noch nicht empfangsfähig ist, und dies erst wird, wenn der eigene Pollen durch Insekten abgeholt ist; wenn Insektenbesuch ausbleibt, so bewirkt der auf der Narbe liegende Pollen jedenfalls Selbstbefruchtung.“ Besucher: Bienen und Hummeln. Hohenheimer botan. Garten.

108. *Scrophularia canina* L. Hohenheimer botan. Garten und Pinzolo. „Bei der ausgeprägten Protogynie der Blüten und der gegenseitigen Stellung der Geschlechtsorgane kann gewiss nur in Ausnahmefällen spontane Selbstbestäubung durch Pollenfall stattfinden.“

109. *S. vernalis* L. Botan. Garten in Hohenheim. Ausgeprägt proterogyn. Nektar wird an der Oberseite des Fruchtknotens von einer grünen Drüse abgesondert. Spontane Selbstbestäubung ist durch die Blüteneinrichtung ausgeschlossen; Fremdbestäubung wird bei stattfindendem Insektenbesuch, abgesehen von der ausgeprägten Protogynie, auch noch dadurch begünstigt, dass in demselben Blütenstande sich Blüten von sehr verschiedenem Alter nebeneinander befinden. Das Aufblühen beginnt an den untersten Mittelblüten der cymösen Blütenzweige, geht dann auf die oberen Mittelblüten und endlich auf die seitlichen Blüten über. Bisweilen findet spontane Selbstbestäubung dadurch statt, dass der Griffel sich weniger stark streckt und seine Narbe von den Antheren der mittleren Staubblätter erreicht wird. Besucher: zahlreiche Honigbienen und einige Hummeln.

110. *Gratiola officinalis* L. Hohenheimer botan. Garten. Aus der sehr weitläufigen morphologischen und biologischen Darstellung ergibt sich: die Blüte ist proterandrisch; die Gestalt der Krone und insbesonders die Behaarung auf deren oberer Innenfläche zwingt die Blütenbesucher (Bienen), sich in der Blüte umzudrehen, so dass sie die Behaarung der Krone mit ihrem Bauche streifen, und mit der Unterseite des Halses und des Rüssels die Geschlechtsorgane berühren. Doch konnten Besucher nicht beobachtet werden. Übrigens variiert auch der Blütenbau sehr stark.

111. *Wulfenia carinthiaca* Jacq. (nicht L.!). Sogleich beim Aufgehen der Blüte stellt sich die geschlechtsreife Narbe in den Blüteneingang, während die Antheren noch geschlossen sind. (Also Protogynie.) Später, nach deren

Digitized by Google

Aufspringen, steht die Narbe unterhalb der Antheren und vor ihnen, so dass sie von besuchenden Insekten früher berührt werden muss, als die Antheren, anderseits aber sie herabfallende Pollen nicht treffen kann. Beim Abfallen der Krone kann jedoch spontane Selbstbestäubung durch Vorbeistreifen der Antheren an der Narbe eintreten, wenn erstere noch Pollen enthalten. Hohenheimer botan. Garten.

112. *Digitalis lanata* Ehrh. Proterandrisch. Schliesslich krümmt sich das Griffelende herab und breitet seine beiden auf der Innenseite mit Papillen besetzten Narbenflächen aus, die unterhalb der beiden Antheren stehen und von hinreichend grossen Insekten, welche die Blüten besuchen (Hummeln), eher berührt werden müssen, als der noch auf den Antheren haftende Pollen. Hohenheimer botan. Garten.

113. *D. ferruginea* L. Spontane Selbstbestäubung ist durch die ausgeprägte Proterandrie ausgeschlossen. Nektar scheint an der Aussenseite des Fruchtknotens nicht von der Unterlage ausgeschieden zu werden. Besucher: Honigbienen. Ebenda.

114. *D. laevigata* W. et K. Spontane Selbstbestäubung kann auch hier nicht stattfinden.

115. *Erinus alpinus* L. Homogam, doch scheint spontane Selbstbestäubung nicht stattzufinden, indem der aus den Antheren ausfallende Pollen nicht auf die Narbe, sondern auf die untere Fläche der Kronröhre fällt. Im botanischen Garten in Hohenheim von Hummeln besucht.

116. *Pedicularis Hacqueti* Graf. Monte Baldo. Stimmt mit *P. foliosa* überein. Spontane Selbstbestäubung scheint bei der gegenseitigen Lage der Geschlechtsorgane nicht möglich zu sein.

117. *Orobanche teucrii* Hol. Danöfen am Arlberg. Es ist unentschieden, ob die Blüten homogam oder protogyn sind.

118. *O. amethystina* Thuill. Schwach proterogyn. Insektenbesuch wurde nicht wahrgenommen. Botan. Garten Hohenheim.

119. *O. minor* Sm. Ist homogam mit regelmässig eintretender spontaner Selbstbestäubung. Nektar am Grunde der Blüten. Langenargen a. B.

120. *O. rapum* Thuill. Locarno. Sehr schwach protogyn, Duft nicht wahrnehmbar.

121. *O. gracilis* Sm. Monte Baldo. Homogam, Duft schwach nelkenartig. Nektar wurde nicht aufgefunden.

122. *Plantago montana* L. Ausgesprochen proterogyn mit der Möglichkeit spontaner Selbstbestäubung, da die Narbe in ihrem unteren Teile noch frisch ist, wenn die Antheren stäuben.

123. *Galium elatum* Thuill. Stimmt mit *G. mollugo* L.: es tritt im ersten Zustande des Blühens spontane Selbstbestäubung ein, später nur Fremdbestäubung. Die Nektarabsonderung erfolgt auf dem Ringe, welcher den Grund der Griffel umzieht. Pinzolo.

124. *G. baldense* Spr. Ebenso.

125. *G. rotundifolium* L. Wie vorige Art, doch kann auch in den älteren Blüten noch spontane Selbstbestäubung stattfinden. Bludenz, Zillertal.

126. *G. vernum* Scop. Gardola. Homogam und ohne männliche Blüten.

127. *G. parisiense* L. Im Hohenheimer botanischen Garten mit kleistogamen Blüten; ausserdem homogame chasmogame Blüten mit sehr leicht eintretender spontaner Selbstbestäubung. Nektar nicht wahrgenommen.

Digitized by Google

128. *Sambucus ebulus* L. Hohenheim. Blüten proterogyn mit langlebiger Narbe. Besucher sind Honigbienen, Käfer und Ameisen. Der Duft ist bittermandelartig.

129. *Valeriana supina* L. Auf dem Schlern dioecisch, in Sündermanns Garten zwitterig und proterandrisch. Die zweihäusigen Pflanzen haben würzig duftende Blüten mit helllila gefärbten Kronen und ansehnlichen Rudimenten des anderen Geschlechtes, welche auch durch ihr Verhalten noch Anklänge an die ursprüngliche Proterandrie der Zwitterblüten darbieten.

130. *V. saliunca* All. Im Garten in Hohenheim und Lindau nur zwitterblütig mit ausgeprägter Proterandrie und Vanilleduft.

131. *V. celtica* L. Im botan. Garten in Hohenheim. Nur männliche Exemplare. Honigduftend.

132. *Dipsacus pilosus* L. Ausgeprägt proterandrisch, spontane Selbstbestäubung ausgeschlossen. Urach. Exemplare im botanischen Garten in Hohenheim zeigten abweichende Formen.

133. *Scabiosa graminifolia* L. Ausgezeichnet proterandrisch; weibliche Blüten weder bei Riva noch im Garten in Hohenheim. Daselbst. Besuch von Honigbienen. Schwachduftend.

134. *S. silenifolia* W. et K. Im botanischen Garten in Hohenheim proterandrisch. Zwitterblüten und weibliche Blüten in gynomonoecischer Verteilung. Nelkenduft und Nektarabsonderung.

135. *Campanula Allionii* All. In Sündermanns Garten. Spontane Selbstbestäubung ausgeschlossen. Besucher: Honigbienen.

136. *C. pyramidalis* L. Botan. Garten in Hohenheim. Ausgeprägt proterandrisch. Im letzten Stadium des Blühens biegen sich die 8 Narbenäste soweit zurück, dass sie den Griffel berühren, und wenn an diesem noch Pollen haftet, mit demselben bestäubt werden können. Besucher: Honigbienen und Schwebfliegen.

137. *Erigeron angulosus* Gaud. In den Zwitterblüten ist spontane Selbstbestäubung dadurch ausgeschlossen, dass die beiden Griffelschenkel aneinander liegen bleiben. Ferraratal.

138. *Gnaphalium luteoalbum* L. Im Hohenheimer Garten und bei Trient im Innern 1—4 Zwitterblüten, von zahlreichen weiblichen Blüten umgeben. Letztere entwickeln sich früher als die mittleren, aus denen der Pollen zu der Zeit hervortritt, wenn die weiblichen Blüten abblühten. An ersteren Exemplaren trat Farbenwechsel von gelblich in rötlich ein; am letzteren Fundort war er nicht so in die Augen fallend.

139. *Carpesium cernuum* L. Bei Riva mit hängenden Köpfen. Diese tragen in der Mitte Zwitterblüten, am Rande mehrere Reihen weiblicher. Bei der umgewendeten Lage der Köpfe kann in ersteren spontane Selbstbestäubung durch Herabfallen von Pollen auf die Narbenäste eintreten, bei der dichten Stellung der Blüten können die Narben der inneren weiblichen Blüten an die Antherenröhren der äusseren Zwitterblüten anstossen und durch spontane Geitonogamie befruchtet werden.

140. *Buphthalmum salicifolium* L. Spontane Selbstbestäubung ist ausgeschlossen. Besucher: Syrphiden. Urach.

141. *Xanthium strumarium* L. Bei Trient konnte Verf. die unzweifelhafte Windblütigkeit der Pflanze bestätigen. Der Pollen fiel fast vollständig auf einmal heraus.

Digitized by Google

142. *Helianthus tuberosus* L. Hohenheim. In den Strahlblüten finden sich Übergänge von unfruchtbaren zu fruchtbaren. Die Scheibenblüten reifen auf spontane Selbstbestäubung durch Einrollen der Griffeläste. Auch spontane Geitonogamie ist möglich durch Berührung mit dem Pollen von Nachbarblüten. Die Blüten duften.

148. *Bidens bipinnatus* L. Trient. In den gelben Scheibenblüten breiten sich die Griffelschenkel aus, krümmen sich aber nicht so weit zurück, dass spontane Selbstbestäubung erfolgen könnte.

144. *Galinsoga parvifolia* Cav. In den Zwitterblüten verwelkt die Antherenröhre, wenn der Pollen aus ihr herausbefördert wird und sinkt zusammen, wobei der Pollen in der Umgebung umhergestreut wird. Nachher breiten sich die 2 Griffelschenkel in der Höhe des Blüteneinganges bogenförmig weit auseinander und kommen dabei wohl regelmässig mit in der Nähe befindlichen Pollen aus derselben oder einer benachbarten Blüte in Berührung. Hohenheimer botan. Garten.

145. *Achillea tomentosa* L. Die Griffelschenkel der Zwitterblüten biegen sich weit auseinander, rollen sich aber nicht ein; es findet daher spontane Selbstbestäubung nicht statt. Val Genova in Südtirol.

146. *Senecio paludosus* L. Die Griffelschenkel biegen sich soweit auseinander, dass wohl spontane Geitonogamie, eintreten kann; da sie sich aber nicht einrollen, so ist spontane Selbstbestäubung ausgeschlossen. Besucher: Honigbienen. Langenargen a. B.

147. *Saussurea discolor* DC. Die dunkel violette Antherenröhre ragt aus dem Glöckchen hervor, der durch sie wachsende Griffel befördert den weissen Pollen heraus und breitet nachher seine beiden lila gefärbten Schenkel halbkreisförmig auseinander. Da sie sich nicht weiter zurückbiegen, kann spontane Selbstbestäubung nicht eintreten; auch die Griffel und Narben der Nachbarblüten berühren einander nicht. Avers-Cresta (Schweiz).

148. *Centaurea alpestris* Heg. Stimmt mit *C. ccabiosa* L. Avers-Cresta.

149. *Kentrophyllum lanatum* DC. Die Blüten sind gleich gestaltet. Die Filamente sind etwas über ihrer Mitte mit einem Haarkranze besetzt, die Griffelschenkel bleiben aneinander liegen. Der Nektar dürfte bei seiner Bergung in den langen und dünnen Röhren nur Schmetterlingen zugänglich sein. Trient.

150. *Scolymus hispanicus* L. Die beiden Griffelschenkel sind beim Beginn des Blühens wie auseinanderklaffend, rollen sich aber zuletzt bis zu einem Kreisumfang ein, so dass spontane Selbstbestäubung ermöglicht wird. Lido bei Venedig und Rom; am letzteren Orte eine kleine Apide.

75. **Kittel, G.** Erfahrungen in der Befruchtung der Orchideen in: Deutsche Gärtnerzeitung, XVII (1902), p. 182.

76. **Knuth, R.** Über die geographische Verbreitung und die Anpassungserscheinungen der Gattung *Geranium* im Verhältnis zu ihrer systematischen Gliederung in: Bot. Jahrb., XXXII (1902), p. 190—280.

„Die nur mit wenigen Ausnahmen (die meisten *Unguiculata* und die *robertiana*) an der Basis der Blumenkronen- und Staubblätter befindliche und bisweilen recht starke Behaarung dient dem Schutze von Regenwasser und wohl in noch höherem Grade vor unberufenem Insektenbesuch. Grossblütige Arten haben meist proterandrische (*G. palustre*, *G. silvaticum*, *G. pratense* u. a.), kleinblütige Arten hingegen teils proterogyne (*G. lucidum*, *G. columbinum*), teils

Digitized by Google

autogamische Blüten (*G. pusillum*). Der Umstand, dass bei proterandrischen Blüten die Behaarung an der Basis der Blütenstiele meist viel kräftiger ausgebildet ist, als bei proterogynen und autogamischen, zeigt deutlich die Bedeutung besagter Einrichtung als Schutzmittel gegen unnützen Insektenbesuch.

Bei den grossblumigen Arten *G. sanguineum*, *G. palustre*, *G. pratense* und auch dem kleinblumigen *G. dissectum* fallen die Samen beim Zurückschnellen der Grannen, also vor der vollständigen Trennung der Carpide vom Fruchtträger, bei den kleinblütigen Arten *G. molle*, *G. pusillum*, *G. lucidum*, *G. robertianum* und auch bei *G. pyrenaicum* fallen die Samen erst nach der Trennung heraus. Dass die (meist proterogynen) Arten, bei denen die Carpide die Samen erst einige Zeit nach ihrer Loslösung vom Fruchtträger freilassen, besonders zur Verschleppung geeignet sind, leuchtet ohne weiteres ein. . . . . Ebenso klar ist es, dass die Verbreitung hauptsächlich von Säugetieren und Vögeln vollzogen wird. Die in trockener Luft sich spiralig aufrollenden Grannen bleiben in der äusseren Bekleidung dieser Tiere stecken, bis eintretende Feuchtigkeit sie zwingt, sich gerade zu strecken. Infolge der eigenen Schwere fallen dann die Carpide auf den Erdboden. Unzweifelhaft hat sich in neuerer Zeit bei den vorhin bezeichneten Arten infolge des regen Schiffverkehrs das Verbreitungsgebiet derselben sehr erweitert.

Das Verbreitungsgebiet der proterandrischen, grossblütigen Arten wächst erheblich langsamer, da, wie oben erwähnt, die Samen schon vor der Trennung der Carpide vom Fruchtlager diese in der Regel verlassen, die hygroskopische Beschaffenheit der Grannen hier also weniger zur Geltung kommt."

77. **Lagerheim, G.** Metoden för pollenundersöckning in: Bot. Notis., (1902), p. 75—78, mit deutschem Resumé.

Verf. empfiehlt zur Untersuchung von Pollen getrockneter hybrider Pflanzen Schwellung mittelst Milchsäure, die im Gegensatz zu Chloralhydrat haltbare Präparate gibt. Die Antheren werden in ein paar Tropfen etwas verdünnter Milchsäure, unter Deckglas einmal aufgekocht. Die Präparate können vorteilhaft durch einen aus gleichen Teilen Mastix und Paraffin (Schmelzpunkt 55—60°) bestehenden Kitt verschlossen werden. Der Kitt, der durch Buttergelb schön orangerot gefärbt werden kann, wird mittelst eines heissen, gebogenen, starken Kupferdrahtes aufgetragen.

78. **Langhoffer, A.** Einige Mitteilungen über den Blumenbesuch der Bombyliiden in: Verh. V. internat. Zoologenkongress zu Berlin 1901, Jena 1902, p. 848—851.

Verf. verzeichnet die Beobachtungen vom zoologischen Standpunkte aus in systematischer Reihenfolge der Tiere; im folgenden werden zunächst die Pflanzenarten, dann die dieselben besuchenden Bombyliiden genannt; wo besondere Verhältnisse es gebieten, werden die Beobachtungen wörtlich angeführt.

Fragaria spec. Bombylius ater Scop.
Geranium spec. ebenso.
Helichrysum spec. einmal Argyromoeba aethiops F.; sonst am Boden.
Lychnis flos cuculi einmal ein Bombylius spec.
Medicago spec. Bombylius ater Scop.
Myosotis spec. Bombylius spec.
Potentilla pedata mit Exoprosopa picta Mg. und Bombylius ater Scop.

Digitized by Google

Pulmonaria officinalis mit Bombylius major L. — nachmittags, also nicht bei warmem Sonnenschein.

Pyrethrum macrophyllum mit Lometia lachesis Egg. und Exoprosopa cleomene Egg.

Salvia officinalis mit Bombylius ater Scop.

Scolymus hispanicus mit Geron gibbosus Mg.; er hat die Gewohnheit oberhalb der gelben Blütenköpfe im langsameren und schnelleren Tempo auf- und abzuzittern.

Sedum spec. mit Bombylius ater Scop.

Sisymbrium spec. ebenso.

Tunica Saxifraga mit Exoprosopa picta Mg. und Bombylius ater Scop.

Interessant in bezug auf den Blütenbesuch ist das über Bombylius fuliginosus Mg. und B. discolor Mg. Mitgeteilte.

B. fuliginosus Mg. flog am 11. April bei Fiume an *Muscari neglectum* Guss. Das Exemplar A besuchte in kurzer Zeit etwa 10 Pflanzen, ohne auf eine andere zu gehen; B besuchte in 8 Minuten 18 Pflanzen (7 + 5 + 6), durchschnittlich 6 in einer Minute, einzelne (vielleicht leere) verliess er sofort, an anderen umflog er fast alle Blüten; C blieb an einzelnen Pflanzen 10—20, an anderen kaum 2—8 Sekunden; D ging auf *Muscari*, von da auf *Pulmonaria*, aber, als ob er seinen Irrtum sofort eingesehen hätte, flog er gleich fort zu *Muscari*, wo er sein Saugen fortsetzte. Wohl schon müde, setzte er sich ans Blatt, ruhte aus und setzte dann seine Blumenbesuche fort. In der nächsten Nähe standen *Primula acaulis*, *Ajuga*, *Leontodon*, *Symphytum tuberosum*, *Orobus vernus*, *Anemone nemorosa* — somit eine reiche Auswahl! Später sah Verf. dieselbe Art wiederholt an *Muscari* saugen, obwohl in der Nähe *Ficaria ranunculoides*, *Pulmonaria officinalis*, *Orobus vernus*, *Primula acaulis*, *Glechoma hederaceum* und *Symphytum tuberosum* standen.

Von Bombylius discolor schreibt Verf.: Er fand sich fleissig saugend an *Primula acaulis*, in jeder Blüte blieb er 3—5, sogar bis 20 Sekunden. Er umflog *Muscari*, ging zu *Viola*, wo er stehen blieb. Ein zweiter besuchte sechs Blüten von *Primula*, dann eine *Viola* und ging wieder zu *Primula*. Ein dritter besuchte mehrere *Primula*-Blüten. Einen vierten sah er auf einer *Anemone nemorosa*, er ging dann auf *Primula* über. Ein einziges Exemplar (♀) sah er auf *Pulmonaria*. Er sah ein ♂, wie es kühne Kreise beschrieb und dann fleissig Blumenbesuche ausführte. Später fand Verf. die Art immer auf *Pulmonaria officinalis*. Im Jahre 1897 blühten: *Pulmonaria officinalis*, *Symphytum tuberosum*, *Anemone nemorosa*, *Geranium* und *Ranunculus*. Das Exemplar A wählte nicht zwischen roten und blauen Blüten, er besuchte sie ohne Unterschied, wie sie eben kommen: in 60 Sekunden 25 Blüten, davon 5 in einer, 17 in einer zweiten, 3 in einer dritten Gruppe; B besuchte in 3 Sekunden acht zerstreute Blüten; C bevorzugte die blauen Blüten. Er schwirrte um eine noch rote Blüte, kam zu einer zweiten, verliess sie sofort und wendete sich wieder zu einer blauen. 1898 beobachtete Verf. blühend: *Pulmonaria officinalis*, *Anemone nemorosa*, *Symphytum tuberosum*, *Ajuga*, *Coronilla emerus*. Ein Bombylius besuchte in 60 Sekunden 30 Blüten, blaue und rote, halboffene und offene der *Pulmonaria officinalis*. 1901 blühten: *Anemone nemorosa*, *Muscari neglectum*, *Primula acaulis*, *Symphytum tuberosum*, *Orobus vernus*, *Glechoma hederacea*. Ein Bombylius besuchte in 60 Sekunden 25 Blüten, und zwar nur *Pulmonaria*, sangte an allen Blüten gierig; ein zweiter besuchte in 60 Sekunden 26 Blüten. Später besuchte A in je einer Minute 16 Blüten mit Auswahl, blieb länger in

Digitized by Google

den einzelnen Blüten, in der zweiten Minute 17 Blüten; die übrigen machten 28 und 30, 34, drei ♀ 28, 28 und 30, ein ♂ 33 Besuche in der Minute. Aus alledem ergibt sich, dass die Bombyliden ziemlich blumenstet sind: Geron gibbosus auf *Scolymus hispanicus*, Bombylius fuliginosus auf *Muscari neglectum* und B. discolor auf *Pulmonaria officinalis*. Dass letztere in einem Jahre an anderen Pflanzen beobachtet wurden, erklärt sich aus der Armut dieser Pflanzen in jenem Jahre. Die beiden letztgenannten Arten zeigen eine Bevorzugung der roten und blauen Farbe.

79. **Leavitt, R. G.** Subterraneau plants of *Epiphegus* in: Bot. Gaz., XXXIII (1902), p. 376, Fig.

80. **Leisering, B.** Die Verschiebungen von *Helianthus*-Köpfen im Verlaufe ihrer Entwickelung vom Aufblühen bis zur Reife in: Flora, XC (1902), p. 378 bis 432, Taf. XIII—XV. — Extr.; Bot. C., LXXXIX, p. 680.

Da während des Aufblühens das Wachstum der Blüten beim Reifen der Samen das des Blütenbodens überwiegt, wird durch diese Schwankungen des Verhältnisses von Organdurchmesser zum Umfang der Blütenscheibe auch die Schwankung des Dachstuhlwinkels (d. i. der Parastichen) bewirkt. Letzteres wird von deutlichen, wenn auch nicht sehr beträchtlichen Divergenzerscheinungen begleitet und es können dieselben eine so beträchtliche Grösse erreichen, dass Kontaktwechsel eintritt.

81. **Anonym.** Les Plantes de France, leurs Papillons et leurs chenilles in: Naturaliste, XXI (1901), p. 10, 34, 61, 78, 86, 97, 121, 131, 144, 164, 182, 192, 207, 215, 229, 254, 274, 287. — Vergl. Bot. Jahresber., XXIX (1901), 2. Abt., p. 571, No. 8.

Fortsetzung aus vorigem Jahrgang (in Tabellenform).

82. **Lie-Pettersen, O. J.** Bidrag til Kundskaben om Vestlandets Bombus og Psithyrus-Arter in: Bergens Mus. Aarbog, 1900, No. III, 19 p.

Ausser der Flugzeit und den Fundorten werden auch stets die Blumen namhaft gemacht, welche vorzugsweise oder gelegentlich besucht werden. Es sind folgende:

Bombus terrestris L.: *Salix*, *Taraxacum*, *Ajuga*, *Galeopsis versicolor*, *Digitalis purpurea*, *Knautia arvensis* und *Cirsium*, *Centaurea scabiosa*, *Mulgedium alpinum*, *Aconitum septentrionale*, *Lotus* und *Vicia*, *Erica tetralix*, *Calluna vulgaris*, *Campanula rotundifolia*.

var. Harrisella Kirby: *Aconitum*, *Erica tetralix*, *Galeopsis versicolor*, *Trifolium repens*.

var. consobrinus Dahlb.: *Aconitum septentrionale*.

B. Latreillellus Kirby: *Succisa* und *Centaurea nigra*.

B. distinguendus Mor.: *Erica tetralix*.

B. nivalis Dahlb.: *Aconitum*, *Bartschia alpina*, *Mulgedium*.

B. alpinus L.: *Vaccinium myrtillus*.

var. Smithianus White: *Erica tetralix*, *E. cinerea* und *Calluna vulgaris*.

B. lapponicus Fabr.: *Lotus*, *Astragalus*, *Rhinanthus*, *Melampyrum*, *Geranium silvaticum*, *Hieracium*.

B. pratorum L.: *Rubus idaeus*, *Rhamnus frangula*, *Geranium silvaticum*, *Aconitum*, *Melampyrum*, *Mulgedium alpinum*, *Epilobium angustifolium*.

B. scrimshiranus Kirby: *Trifolium repens*, *Rhinanthus*, *Melampyrum*, *Lotus*, *Geranium silvaticum*, *Comarum palustre*, *Hieracium*.

B. hypnorum L.: *Aconitum*, *Veronica*.

Digitized by Google

B. Rayellus Kirby: *Succisa pratensis*, *Trifolium repens*, *Erica tetralix*, *Galeopsis versicolor*, *Lamium purpureum*, *Stachys arvensis*, *Lotus corniculatus*, *Vicia sativa*, *Campanula rotundifolia*.

B. agrorum Fbr.: *Brunella vulgaris*, *Trifolium repens*, *Cirsium*, *Centaurea*, *Knautia*, *Dryas octopetala*, *Pedicularis sceptrum carolinum*, *Aconitum septentrionale*, *Bartschia alpina*, *Melampyrum*, *Rhinanthus*, *Geranium silvaticum*.

B. lapidarius L.: *Anemone nemorosa*, *Ribes*, *Lotus*, *Vicia*, *Mulgedium alpinum*, *Knautia arvensis*.

B. mastrucatus Gerst.: *Astragalus*, *Lotus*, *Geranium*, *Aconitum camarum*,

B. terrestris L.: *Taraxacum*, *Tussilago*.

Psithyrus rupestris Fabr. Kein Blumenbesuch.

P. vestalis Fourcr.: *Knautia* und *Succisa pratensis*, *Centaurea*.

P. quadricolor Lep.: *Cirsium palustre*, *Aconitum*, *Succisa*.

P. globosus Eversm.: *Salix*, *Taraxacum*, *Centaurea nigra*, *Cirsium palustre*.

88. **Lindman**, C. A. M. Die Blüteneinrichtungen einiger südamerikanischer Pflanzen, I. Leguminosae in: Bihang Svenska Vetensk. Akad. Handl., XXVII (1902), Afd. 3, No. 14, p. 63, 9 Fig. — Extr.: Biol. Cbl., XC, p. 50.

1. Mimoseae. Die Schauapparate bilden die Staubgefässe, die aus der Blütenhülle mehr oder weniger weit herausragen und grünlich oder gelblich (*Piptadenia*), schneeweiss, rosa (*Anneslеya chapadae*), dunkelpurpurn (*A. Troedlei*) orangegelb (*Acacia Farneziana*), weisslich (*A. riparia* W. u. K.) etc. gefärbt sind. Ferner das Geselligwachsen (*Mimosa* spec. div., *Pithecolobium* spec. div., *Acacia Farneziana*, *Prosopis algarrobilla*, *Piptadenia macrocarpa* und *P. rigida* usw.). Bei vielen Arten ist der Insektenbesuch so massenhaft, dass man den ganzen Tag hindurch ein ununterbrochenes Summen hört. Viele Arten verbreiten einen Wohlgeruch. Die Besucher sind Falter und Hymenopteren, besonders Bienen, Hummeln; sie besuchen die Blüten sowohl des Honigs, als auch des Blütenstaubes wegen; *Piptadenia rigida* Benth. wird nur von einer kleinen Wespe besucht. Bemerkenswert ist, dass sich alle Blüten eines Köpfchens und alle Köpfchen eines Strauches von *Mimosa polycarpa* zugleich öffnen und im Laufe eines Vormittags die ganzen Gegenden mit Blüten schmücken, die mittags schon verblüht sind. „Vorausgesetzt, dass hinlängliche Insektenbesuche zur Verfügung stehen, ist ein Blühen von diesem Verlauf das theoretisch günstigste, um eine schnelle und gleichzeitige Bestäubung der zahllosen Blütenköpfchen zu sichern und dabei die Pflanzenart nach Möglichkeit von fremden geschlechtlichen Einflüssen frei zu halten."

2. Caesalpiniaceae. Verf. betont den Zygomorphismus einzelner Gattungen dieser Gruppe, der sich in der Ausbildung der Blumenblätter (*Parkinsonia*, *Caesalpinia*, *Poinciana*) oder der Geschlechtsteile ausdrückt (*Cassia*). Bei den *Bauhinien* § *Pauletia* wirken beide Momente zusammen. Einige Arten treten in grösserer Menge auf, so *Cassia bicapsularis* L., *C. occidentalis* L. und *C. alata* L., alle gelbblühend; die Bauhinien dagegen weissblühend. Mehrere Arten (*Apuleja praecox* Mart., *Cynometra bauhiniaefolia* Benth., *Hymenaea Martiana* Hayne, *Myrocarpus frondosus* Allem.) sind Waldbäume und weisen nur eine sehr kurze Blütezeit auf.

Parkinsonia aculeata L. (Fig. 1) wird von Bienen und Hummeln besucht. Die Antheren sind gedreht, der Pollen wird nach oben entlassen und auf der Bauchseite abgestreift. Honig wird am Grunde des Fruchtknotens abgeschieden. Durch den Rüssel werden die Staubgefässe gewaltsam auseinander gedrängt. Während der Anthese geht die Fahne von Dunkelgelb durch Orangerot in

Digitized by Google

Braunrot über; nach dem Welken wird sie dunkelpurpurn und damit der Blütenstand viel augenfälliger.

Poinciana regia Boj. (Fig. 2.) Aus Afrika stammend, in Corumbá und Cuyabá angepflanzt. Blüht unübertroffen an Fülle und Farbenpracht vor den Blättern; der ganze Baum erscheint feuerrot. Die Geschlechtsorgane liegen horizontal; der Nektar ist durch die Staubfäden geschützt. Doch findet sich zwischen zweien ein Loch mit einer Führung für den Rüssel. Die Blüte ist daher asymmetrisch. Besucher?

Bauhinia candicans Benth. (Fig. 8.) Grossblumig mit schneeweissen Kronen. Blüte zygomorph; der Weg zum Nectarium führt oberhalb der Antheren hin; der Torus ist ausgehöhlt. Besucher nicht beobachtet.

B. platypetala Vog. zeigt Rückwärtskrümmung der Staubfäden während des Blühens, um auch kleine Insekten bei den Besuchen einigermassen in die Nähe der Antheren zu bringen. Die Blüten sind proterandrisch. Das Insekt gelangt zwischen den Staubgefässen zum Honig; der Zugang ist durch den schiefen Bau der Blüten ermöglicht. Besucher: Hummeln (und Xylocopa?). Die Hummel flog gerade nach der Mündung des Honigbehälters, kam aber dabei nicht in Kontakt mit den Antheren, ungeachtet der zurückgekrümmten Staubfäden; nur die kürzesten Antheren wurden bisweilen von dem Hinterleibe des Insekts gestreift. Dagegen konnte die Hummel beim Wegfliegen bei der schnellen Rückwärtsbewegung, um loszukommen, niemals umhin, mit dem Hinterleibe in den grossen Antherenhaufen zu geraten; das Abdomen des Tieres wurde dabei mit Pollen ganz bedeckt. Dabei kann die Narbe keinen Blütenstaub erhalten. Dagegen kommen kleine Kolibris während des Besuches mit der Narbe in Berührung. Überdies kommen Tagschmetterlinge (Marpesia chiron), Abend- und Nachtfalter (Plusia), deren Besuch Fremdbestäubung sichert. Die Blüten sind daher als nyktigam zu betrachten.

B. Bongardi Steud. Blüten ausgeprägter nyktigam, als vorige. Geruch unangenehm, lockt aber doch Falter an; ausserdem eine Sphingide und eine Noctuide beobachtet; Kolibri mehrmals.

Alle *Bauhinia* Sect. *Pauletia* zeigen eine Spalte im Kelche, welche durch Torsion nach vorne gerichtet wird, „als wäre diese Stellung nötig, um den Zutritt zur Blüte leicht zugänglich zu machen".

Cassia. Eigentümlichkeiten sind die di-, tri- und tetramorphen Staubgefässe, die apikalen Poren zur Entleerung der Staubbeutel und die Enantiostylie. Ferner die Erscheinung, dass besuchende Insekten für gewisse Arten unentbehrlich sind, dass dieselben aber ihre Selbstbestäubung als Kreuzbestäubung vermitteln. Sie haben Pollenblumen und werden von Hummeln besucht. Die Selbstbestäubung ist eine Folge des Blütenbaues, doch kann auch Kreuzung zwischen verschiedenen Blüten eintreffen.

8. Papilionaceae. *Cebipira virgilioides* O. Kze. Entomophile Bestäubung. Die Genitalien sind in eine kurze Spirale gekrümmt; durch diese Krümmung bilden sie einen kleinen Bogen rings um die Längsachse der Blüte und etwa im Zentrum derselben, und in diesen Bogen muss das besuchende Insekt seinen Rüssel einführen. Dabei muss die Oberseite des Besuchers den Blütenstaub aufnehmen. Die Blüte ist proterogyn und auf mehrere sukzessive Insektenbesuche angewiesen.

Camptosema nobile Lindm. (Fig. 4.) Besucher sind Kolibri, die vor der Blüte flatternd ihre Zunge in horizontaler Richtung hineinstrecken und folglich die weit herausragenden Antheren berühren müssen.

Digitized by Google

Coublandia fluvialis Lindm. (Fig. 5.) Es können Bienen, Hummeln und Falter die Bestäubung verrichten, doch werden nur Kolibris beobachtet, ob immer mit Erfolg, ist zweifelhaft, da die Blütengrösse winzig ist.

Lathodes pinnatum O. Ktze. (Fig. 6.) Besucher: Bombus carbonarius Handl., saugend.

Vignea sinensis (L.) Endl. (Fig. 7 A, B.) Das Aufblühen ist auf die frühesten Morgenstunden beschränkt; um 9 Uhr ist sie schon geschlossen und beginnt zu verwelken. Die Fruchtbildung erfolgt durch Selbstbestäubung.

V. luteola Benth. (Fig 7 C, D.) Die Bestäubungseinrichtungen erinnern an *Pisum*.

Phaseolus. „Hochgradige Perfektion für die Fremdbestäubung"; die Blüten erweisen sich besonders durch das schneckenförmig gedrehte Schiffchen stark asymmetrisch. Alle sind etwas verschieden von einander konstruiert, und zeigen sehr auffallende spezifische Verschiedenheiten und Abstufungen.

P. clitorioides Mart. (Fig. 8.) Die besuchenden Insekten müssen den Weg zum Honigbehälter unterhalb der Griffelspitze und der Antheren nehmen; durch einen Druck auf das Schiffchen zwischen den Flügeln tritt die Griffelspitze heraus und der aufgefegte Pollen setzt sich am Rücken resp. an der linken Körperseite des Besuchers ab.

P. pedunculuris HBK. (Fig. 9) besitzt eine Spalte, welche beim Herabdrücken der Geschlechtsteile freigelegt wird, um den Insektenrüssel nach dem Honig hinzuleiten.

P. truxillensis HBK. (Fig. 10.) Das besuchende Insekt muss die Basis des Schiffchens betreten und hat dann über seinem Kopfe die enggewundene, flache und niedrige, fast uhrfederähnliche Spirale des Rostrums; durch einen leisen Druck auf die Basis des Schiffchens tritt die mit Pollen beladene Griffelspitze aus der Mündung hervor.

P. vulgaris L. var. *praecox* Alef. (Fig. 11.) Erzeugte ohne Fremdbestäubung Früchte; die Blüten öffnen sich einzeln und dauern nur einen Tag. Doch besitzt die Blüte auch einen sehr vollkommenen Mechanismus für entomophile Bestäubung. Die kultivierten Exemplare waren honigarm bis honigleer.

P. prostratus Benth. (Fig. 12.) Insektenbesuch wurde nicht beobachtet.

P. semierectus L. (Fig. 13.) Stimmt mit voriger.

P. caracalla L. (Fig. 14) zeigt Wohlgeruch mit Benzin gemischt. Besucher: eine grosse Hummel, welche in der Blüte sehr lange verweilte. Es wird der Rücken mit Blütenstaub beladen. Dabei liefert diese Art „ein hervorragendes Beispiel von einem sinnreichen und mit Genauigkeit konstruierten Mechanismus, dessen komplizierter Bau auf Kooperation mit den kräftigsten und klügsten Blütenbesuchern berechnet ist."

P. appendiculatus Benth. (Fig. 15.) Wohlriechend und unregelmässig gestaltet. Grosse Bombus vollziehen die Bestäubung durch fleissige Besuche: der Besucher wird an seiner rechten Körperseite von der Narbe mit dem Blütenstaub getroffen.

Bradburya virginiana (L.) O. Ktze. f. *pascuorum* (Mart.). (Fig. 16.) Wird von sehr grossen Hummeln (Bombus, Xylocopa) bestäubt. Die Narbe ist derart gegen die Öffnung des Schiffchens gerichtet, dass ihre geschwimperte Kante gerade bei ihrem Austritt aus dem Schiffchen den Blütenstaub vom besuchenden Insekt abstreifen muss.

Canavalia bonariensis Lindl. (Fig. 16.) Besucher: sehr grosse Hummeln, die auf die Fahne anflogen und nur den Kopf in den Spalt des aufwärts

Digitized by Google

gerichteten Schiffchens hineinführten. Dieser Spalt wird dadurch stark erweitert und der emporragende Gipfel des Schiffchens muss sich infolgedessen etwas senken; dabei werden auch die vorher eingeschlossenen Antheren nebst der Narbe aus dem Spalt herausgedrückt, das Schiffchen selbst aber behält genau seine vorherige Lage.

C. picta Mart. (Fig. 18) duftet. Besucher: Schwarze Hummeln. Der Besucher drückt mit dem Kopfe an die Doppeltür, deren Flügel sich nicht auftun; dagegen wird das ganze Schiffchen durch den kräftigen Druck gekrümmt, sein Schnabel senkt sich über die Hummel und dabei sieht man die Antheren und die Narbe aus der Spitze des Schnabels langsam heraustreten. Nach dem Besuche erhebt sich das Schiffchen wieder und die Narbe wird langsam wieder zurückgezogen. Weil der Kelch verhältnismässig tief und eng ist, wird der Rüssel der Hummeln zuerst senkrecht hinabgeleitet, um sich dann mit der Spitze in kleine Löcher zu senken, welche zur Nektarhöhle führen, was eine scharfe Krümmung der Rüsselspitze nach der Rückenseite des Tieres verlangt. Eine derartige Krümmung des Rüssels ist nur bei den Hummeln und unter den südamerikanischen Faltern bei der Gattung Marpesia zu sehen.

Corallodendron cristagalli (L.) O. Ktze. (Fig. 19.) Besucher: Kolibris, doch glaubt Verf., dass Bombus carbonarius Handl. die emsigste Bestäubungsarbeit verrichtet. Sie flog direkt an das Schifflein, aus dem die Staubbeutel mit der Narbe sehr weit herausragen, drehte sich dann um dieselben, bis sie unterhalb der Geschlechtssäule hing, die Bauchseite den Antheren zugewendet, und schritt dann vorwärts gegen den Honigbehälter zu, wo die grossen freien Nektartropfen ausgebeutet wurden; der Rüssel wurde zwischen die beiden Blätter des Schiffchens hineingeführt. Während des Saugens blieb die Spitze des Hinterleibes der Hummel in langwierigem Kontakt mit den Antheren und der kahlen Griffelspitze. Einige Hummeln beraubten der Blüte des Honigs durch Einbruch. Es wurden auch pollensammelnde Hummeln und Honigbienen beobachtet, doch sind diese für die Bestäubung ohne Bedeutung. Eine grosse, sehr lange und schmale Wespenart beteiligte sich auch am Honigsaugen, flog aber auf die Fahne zu und näherte sich der Honiggrube, ohne die Geschlechtsteile zu berühren; sie ist also als Dysteleologe zu betrachten. Viele Bäume werden von Atta besucht, welche die zerbissenen Blumenblätter verschleppen. Einmal wurde ein Kolibri beobachtet; es ist wahrscheinlich, dass Kolibri beim Übertragen des Blütenstaubes behilflich sind: die frei herausragenden, nicht geschützten Antheren, der künstliche Bau und die reduzierte Grösse des Schiffchens, die einfarbige Fahne sind sämtlich als Belege einer ornithologischen Anpassung zu betrachten.

88b. **Lindroth, J.** Cecidomyia-larver, somäta rostsporer in: Meddel. soc. Fauna et fl. fenn., XXVI (1900), p. 25—29 u. p. 219.

Verf. berichtet über Rostpilzsporen fressende Cecidomyidenlarven und gibt ein Verzeichnis derjenigen Rostpilze, an denen solche Larven in Finland beobachtet worden sind, nach welchem die fraglichen Larven nur die Aecidien- und Uredosporen, nicht aber die Teleuto- oder Wintersporen zu fressen scheinen. Ausserdem werden nach der Beobachtung des Verf. bisweilen auch Conidien einiger *Erysiphe-* und *Peronospora*-Arten von Cecidomyialarven gefressen. Schliesslich wird die Vermutung ausgesprochen, dass die Verbreitung der betreffenden parasitischen Pilze, wenigstens von einem Teile der Wirtspflanze nach einem anderen, durch die allerdings nicht besonders langen Wanderungen der Larven befördert werden könnte.

Digitized by Google

84. **Lloyd, F. E.** Vivipary in *Podocarpus* in: Torreya, II (1902), p. 113 bis 117, Fig.

85. **Loebner, M.** „Die Pflanze bringt keine Samen" in: Gartenflora, LVI (1901), p. 44—48, Fig.

Verf. schildert die von ihm eingeleiteten künstlichen Bestäubungen von *Phlox divaricata, Daphne cneorum, Toxicophloea Thunbergi, Yucca filamentosa.*

86. **Lovell, J. H.** The colours of Northern Polypetalous Flowers in: Amer. Natural., XXXVI (1902), p. 208—249. — Vergl. ibid., p. 599—600 (Kritik von Ch. Robertson) und p. 882 (Replik von Lovell).

Übersicht:

	grün	weiss	gelb	rot	purpurn	blau
Apetalae (18—) .	175	89	51	45	24	—
Polypetalae (18—)	140	410	888	84	198	57
Choripetalae (1902)	315	499	884	129	217	57
Nach Familien . .	47	52	45	28	89	5

Schlüsse:

1. Bei den Choripetalen steht die Auffälligkeit mit der Bestäubung durch Insekten in Korrelation. In der Reben-Familie hängen die Blüten mehr vom starken Geruch als von auffallenden Farben ab. In vielen Gattungen ist es möglich, die Arten nach einer fortschreitenden Reihe anzuordnen, in welchen eine Steigerung von Unauffälligkeit, wenige Besucher- und Selbstbestäubung — zu vielen Besuchern, grosse Auffälligkeit und Unfähigkeit der Selbstbestäubung wahrnehmbar ist. Färbungen können in allen Organen der Blütenstände entwickelt sein, z. B. Deckblätter, Stengel-, Kelch-, Blätter-, Kron-, Staub- und Fruchtblättern.
2. Die grünen Blumen der Polypetalen sind klein und die Blumenblätter fehlen meistens; die weissen und gelben variieren von schmalen zu breiten, sind die gewöhnlichsten und stehen stärker von dem Laubwerke ab als purpurne oder blaue. Von den 71 polypetalen Familien enthalten 48 weisse, 41 gelbe und 29 beide Sorten von Blüten. Weiss sind sie sehr allgemein in jenen Familien und Gattungen, welche Stauden und Bäume, kleine gehäufte Blumen in einem dichten Blütenstande und Nachtblumen enthalten; dunkle Nachtblumen riechen stark. Gelbe Blumen sind mehr gemeine Kräuter und sind sehr zahlreich in denselben Familien, in denen es die weissen sind, aber nicht bei Stauden und Bäumen.
3. Es ist keine Bevorzugung seitens der Käfer für irgend eine Blumenfarbe nachweisbar. Sie vermeiden nicht mattgelb, sind sehr häufig in weissen dichtstehenden Blumen mit leicht erreichbarem Nektar und Pollen. Dipteren besuchen sehr oft weisse und gelbe Blumen, aber je mehr diese sich ausbilden und sich den Blumen anpassen, umso grösser wird der Percentsatz der Besuche von roten und blauen Blumen. Es scheinen teilweise gefärbte, gesprenkelte und gefleckte Blütenstände anziehend zu wirken, wie sie bei den Cruciferen und Saxifragaceen vorkommen. Fleischfliegen ziehen schlechtriechende, schmutzig purpurne und fleischfarbige Blumen vor.
4. Der Farbenwechsel und seine Folge in einzelnen Blumen sind bemerkens-

Digitized by Google

wert: Grüne Änderungen zu weiss (*Cornus*), zu gelb (*Thlaspi*, *Cardamine*, zu rot (*Hydrangea*), zu hochrot (*Clematis*), zu violett (*Cobaea*); weisse zu grün (Kelchblätter von *Helleborus niger*), zu gelb (*Lantana*), zu rot (*Dianthus*, *Hibiscus mutabilis*), zu blau (viele grosse blaue Blumen bleiben weiss bis sie sich fast fertig entwickelt haben); gelb wechselt zu weiss (*Draba*), zu rot (*Aesculus*), zu blau (*Myosotis*); rot ändert zu blau (*Venenetus* und viele *Boraginaceae*); violett und blau kann purpur werden, grün oder weiss — im verblühenden Zug; zu grün, weiss und gelb in rot oder blau zu wechseln, ist stärker als der entgegengesetzte.

5. Die Blumenfarben stehen oft in Korrelation mit den Farben des Stengels und der Blätter, wie bei *Sedum*. Die Beblätterung der Pflanzen mit weissen Blüten ist in der Regel blasser, als wenn die Blumen pigmentiert sind. Die Entwickelung von hellen Farben bei den Herbstblättern bietet eine Reihe von Farbenwechseln, welche zum Teil mit den Blütenfarben parallel sind. Mit dem Verschwinden von Chlorophyll werden die Blätter weisslich, gelb oder rot, je nachdem die Zellen kein Pigment oder solide gelbe Körnchen oder rotes Pigment im Zellsaft gelöst enthalten. Die Blätter vieler Pflanzen sind gelblich grün, infolge der Anwesenheit eines gelben Pigment. Graue, gelblich grüner und gründlich gelbe Blumen enthalten Chlorophyll und obwohl sie für gewöhnlich klein sind, sind sie gelegentlich sehr gross.

   Viele weisse und gelbe Blumen sind direkt aus ursprünglich grünen abgeleitet. Weiss ist gewöhnlich eine strukturale oder optische Farbe, entstanden durch ungleichmässige Reflexion und Refraktion des Lichtes durch die intercellularen Lufträume und die pigmentlosen Zellen. Weisse Blumen sind ein geringes Ausmass der Pflanzenenergie. Blumen von allen Färbungen können in weiss zurückschlagen, was sowohl in der Natur, als auch in der Kultur stattfindet. Wenn mit dem Verschwinden des Chlorophylls ein lösliches gelbes Pigment in den Zellen vorhanden ist, sind die Blumenblätter blassgelb, und mit ihrem Wachstum wechseln sie in lichtgelb oder orange. Die Entwickelung des Anthocyanins oder des roten Pigments, welches im Zellsaft gelöst ist, wechselt die weissen Blumen zu roten und die gelben Blumen zu scharlachroten um. Mit der Abnahme der Schärfe des Zellsaftes werden die roten Blumen blau. Müllers Beobachtungen führten ihn zum Schlusse, dass die Honigbiene blaue, violette, verschiedene Abstufungen von purpurn und rot vorzieht, weiss und gelb und scharlachrot und schmutzige Farben meidet.

6. Die Bildung der Pigmente erfolgt durch die chemische Zusammensetzung des Bodens, durch die Höhe oder Intensität des Lichtes, durch die Breite, durch die Anwesenheit oder Abwesenheit von Feuchtigkeit, sowie durch andere ökologische Kräfte. Die spezielle Färbung der Blumen ist hauptsächlich ein chemisches Problem.

Eine statistische Tabelle mit den Blütenfarben der einzelnen Familien beschliesst die Arbeit.

87. **Ludwig, F.** Insekten- und pflanzenbiologische Beiträge in: Allgem. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 449—451.

Zur Karpobiologie von *Leucojum vernum*. Die Blütenstiele verlängern sich nach dem Verblühen beträchtlich und legen sich schliesslich während der Fruchtbildung glatt nach den verschiedensten Seiten zu Boden, so dass nach Öffnung der knotigen Frucht ein Teil der Samen zwar am alten Standort, aber

Digitized by Google

doch in einer zur ungehinderten Entwickelung der Nachkömmlinge ausreichenden Entfernung um die Mutterpflanze herum stattfindet. Ähnlich verhält sich auch *Galanthus nivalis*.

An der weiteren Verbreitung der Mehrzahl der Samen beteiligen sich Schnecken und Ameisen. Die reifen Fruchtknoten verquellen schliesslich völlig durch einen gallertigen Schleim, zwischen dem die Samen liegen; damit letztere aber hervorquellen, bedarf es einer Öffnung der Fruchtwandung. Letztere besorgten regelmässig kleine Nacktschnecken, die sich in die an der Erde liegende Frucht hineinfrassen und sich dann an dem saftigen Inhalt gütlich taten. Die Samen selbst sind ziemlich gross, weiss und mit einem fleischigen weissen Nabelstrang versehen. Sie liegen eine Zeitlang um die Fruchtöffnung herum, werden aber dann zumeist durch Ameisen fortgeschleppt. Die Pflanze ist daher, wie dies schon der fleischige Nabelstrang erwarten lässt, myrmekophil.

88. **MacDonald**. The fertilisation of the Sweet Pea Gard. Chron., 3. Sér., XXXII (1902), p. 402.

Verf. kreuzte „Primrose" (Sweet Pea) mit *Lathyrus luteus* aus den Karpathen und erhielt 18 Samen; davon waren 12 gelb, 4 Primrose ähnlich, 1 Boreatton ähnlich und 1 blieb blütenlos; nicht eine glich dem väterlichen Stamme.

In Blüten, welche im Knospenstadium der Antheren beraubt worden waren, entwickelten durch Bestäubung mittelst Insekten (Bienen, Dipteren) Samen.

89. **Malguth, Rudolf**. Biologische Eigentümlichkeiten der Frucht epiphytischer Orchideen. Inaug.-Dissert. Breslau, R. Galle, 1901, 8°, 55 p.

Verfasser bietet erst einen historischen, dann einen speziellen Teil. In letzterem behandelt er 1. die Früchte, 2. die Samen, 3. die interplacentaren Organe — und bei den letzeren wieder Schläuche und Bündel und deren Funktion. Biologisch kommt in Betracht:

1. „Das Capillitium besteht aus starren, borstenförmigen Anhängseln, welche an den Rändern der breiten Fruchtklappen sitzen bleiben und die Samenmasse in gewissem Sinne mit einem Gitter umgeben (*Laelia, Cattleya, Epidendron, Brassacola, Chysis*).
2. Das Capillitium ist ein System von einzelnen schlauchförmigen Zellen, die in grosser Menge isoliert zwischen den unzähligen Samen eingebettet liegen; den Schläuchen kommt nur eine geringe Hygroskopizität zu (*Odontoglossum grande, O. Rossii, Zygopetalum, Vanilla, Dendrobium, Cymbidium giganteum, Brassia, Stanhopea, Gongora, Lycaste, Bletia, Oncidium*).
3. Diese Schläuche sind in hohem Masse hygroskopisch und sind daher ein weit wirksamerer Apparat, der durch die Beweglichkeit seiner Elemente dauernd die Samenmasse lockert (*Aerides, Angraecum, Vanda, Saccolabium, Odontoglossum pulchellum*)."

Verf. bespricht dann die Ansichten für eine Schleudertheorie: „Die hygroskopische Reaktion kennzeichnete sich jedesmal durch eine Torsion im Sinne gegen den Urzeiger" — (*Vanda, Angraecum*) und gegen die Schleudertheorie: „der besondere Wert des hygroskopischen Capilitiums bei der Aussaat dürfte, abgesehen von der vorbereitenden Tätigkeit des Auflockerns der ursprünglich festen Samenmasse nur noch der sein, den das Borstengitter mit ihm gemein hat: bei schlechtem nassen Wetter trotz der fortschreitenden Reife und des Aufspringens der Kapsel die Ausstreuung der Samen hintanzuhalten, da sie

Digitized by Google

bei feuchter Luft leicht zu Klumpen verbacken und ohnedies schlechter fliegen könnten."

In der „Phylogenetischen Schlussbetrachtung" sagt Verf.: „Da nun das Capilitium trotz alledem bei den allermeisten Erdorchideen gar nicht auftritt, bei den epiphytischen Orchideen dagegen durchweg entwickelt ist, so muss man sein Vorkommen bei Erdorchideen als rudimentär bezeichnen und da ferner die Erdorchideen nicht von den Luftorchideen sich ableiten lassen, sondern umgekehrt, die Luftorchideen jüngeren Ursprungs sein müssen, so lässt sich die ganze Erscheinung der interplacentar auftretenden Organe nur als ein spezifischer Familiencharakter betrachten. Dieser hat sich bei wenigen Erdorchideen noch erhalten, ist dagegen bei den meisten geschwunden und bei Luftorchideen ist er als Anpassung an Lebensweise und Standort zu seiner vollen Entfaltung gefördert worden."

90. **Matouschek, Fr.** *Ranunculus auricomus* L, auch eine malakophile Pflanze [auch ungarisch] in: Magyar bot. Lapok, I (1902), p. 57—61.

Verf. beobachtete in Oberösterreich, dass auf Blüten von *Ranunculus auricomus* kleine Schnecken „wohl aus der Verwandtschaft der *Helix ericetorum* Müll. auf den Stengeln und Blüten umherkrochen und namentlich die Blumenkronblätter und die Staubgefässe bewegten. Er fand im Schleim derselben Pollenkörner, welche bei einem Versuche Pollenschläuche zu erzeugen imstande waren und schliesst daraus, dass diese Art zu den malakophilen Pflanzen gehöre, und dass ein genaueres Beobachten von Pflanzen bei längeren Regenzeiten lehren wird, dass Schnecken ein häufigerer Bestäubungsvermittler sind, als es sonst bisher den Anschein hat. Namentlich werden dieselben als solche bei Pflanzen zu konstatieren sein, die auf sumpfigen Wiesen, an Bächen und Quellen vorkommen."

91. **Mattei, Ett.** I Coleotteri saprofagi e i Ditteri carnarii in rapporto alla staurogamia et alla disseminazione in: Bull. orto bot. Napoli, I, fasc. 8 (1902), p. 278—277.

Verf. beobachtete in Bologna und Neapel, dass die Aasfliegen am frühen Morgen den Flug beginnen, während die Aaskäfer erst gegen Mittag ausfliegen, wenn die Hitze die Gerüche stärker entbindet: man kann daher zwei Besucherstunden unterscheiden. Beide Besucher schliessen sich aus, resp. befehden sich.

Verf. beobachtete an *Dracunculus vulgaris* in den ersten Tagesstunden Weibchen von Lucilia und Sarcophaga, augenscheinlich um dort die Eier abzulegen.

Bei *Amorphophallus Rivieri* fanden sich Weibchen ein von Platystoma umbrarum, Anthomyia albinula und Phora nigra.

Auf *Clathrus* fanden sich Weibchen von Lucilia caesar und Somomyia erythrocephala.

Sie verursachen Staurogamie und die Ausstreuung der Sporen doch nur kurze Zeit hindurch.

Die später erscheinenden Käfer finden sich in grosser Individuenzahl am Grunde der Blütenstände vor, wo sie eine schwarze Masse bilden.

Die Arten verteilen sich in der Weise, dass die beiden Aroiden mehrere Arten gemeinsam haben; der Pilz hat nur Oxytelus inustus mit jenen gemeinsam. Auch sie vermitteln Staurogamie und Sporenzerstreuung.

92. **Mattei, Ettore e Rippa, Giov.** I nettarii estranuziali di alcune Crisobalanee in: Bull. orto bot. Napoli, I, Fasc. 8 (1902), p. 286—291, Fig.

Digitized by Google

Chrysobalanus Icaco L. besitzt auf der Unterseite der Blätter am Grunde kleine rundliche Grübchen in wechselnder Anzahl.

C. ellipticus Soland. ebenso, aber die Grübchen sind elliptisch.

Griffonia Bellayana Oliv. Auf der Unterseite finden sich zwei oder drei grössere am Blattgrunde gegen den Mittelnerv zu, und ziemlich viele (20—80) kleinere zwischen den Nerven 2. und 3. Ordnung zerstreut.

G. Berteri Hook. besitzt zwei grosse Nektarien am Grunde und einige kleinere namentlich gegen die Spitze zu gehäufte nahe am Blattrande.

98. Mattei, G. E. Areonautica vegetabile in: Bull. orto bot univ. Napoli, I, Fasc. 3 (1902), p. 311—331, Fig.

Verf. führt die Anpassungen der Früchte an die Bewegungen durch den Wind aus und gibt am Schlusse folgende, die Hauptresultate und die neu eingeführten Namen enthaltende Übersichtstabelle mit italienischen Ausdrücken.

			Typus
Samen von dem bei Tage aufsteigenden Luftstrom gehoben	in Pulverform		1. Stanhopeanus
	mit sehr kurzen säuligen Ausbreitungen		2. Alyssoideus
	behaart		3. Salicaceus
	geschwärzt		4. Clematideus
	Fallschirm		5. Taraxacoideus
	Ballonartig		6. Cardiospermicus
Schwebend in den Luftschichten (Areoplani)			7. Zanoniacus
Durch den Wind in Bewegung gesetzt	mit horizontaler Rotationsachse (Cyclopteri)		8. Ailanthiacus
	mit vertikaler Rotationsachse	leicht: Helicopteri, kopfüberfallend	9. Tiliacus
		leicht: Helicopteri, aufrecht fliegend, Frucht	10. Malpighiaceus
		leicht: Helicopteri, aufrecht fliegend, Samen	11. Abietinus
		Schwer: Megalopteri	12. Dipterocarpicus

Beispiele:

1. Pilze (*Helvella etc.*), *Stanhopea, Campanulaceae, Ericaceae, Cistineae, Begoniaceae, Orobanchaceae, Scrophulariaceae, Hypericineae, Onagrariaceae* etc.
2. Zahlreiche *Cruciferae (Alyssum), Umbelliferae, Bignoniaceae, Caryophyllaceae (Spergularia), Scrofulariaceae (Paulownia)* etc.
3. *Malvaceae, Salix, Populus, Myricaria, Eriophorum, Anemone* etc.
4. *Anemone, Clematis, Dryas, Geum montanum, Stipa, Geraniaceae* etc.
5. Sehr viele Compositen, einige *Valerianaceae, Dipsaceae, Asclepiadaceae, Onagrariaceae* etc.
6. *Cardiospermum, Colutea, Ostrya* etc.
7. *Zanonia macrocarpa* (Fig. 1—2).
8. *Ailanthus glandulosa* (Fig. 3), *Fraxinus excelsior* (Fig. 4), *Robinia pseudoacacia* (Fig. 5).
9. *Tilia.*
10. *Securidaca, Acridocarpus, Banisteria, Heteropteris* (Fig. 8—9), *Acer* (Fig. 6, 7, 12), *Negundo, Nissolia, Ornus* (Fig. 10, 11).
11. *Banksia, Hakea, Embothrium, Pterospermum* (Fig. 23, 24), *Casuarina, Abies* (Fig. 17—18), *Picea, Tsuga, Cedrus* (Fig. 13, 14), *Larix, Pinus* (Fig. 15, 16, 19, 20, 21, 22), *Dammara* etc.
12. *Dipterocarpus* (Fig. 25), *Gyrocarpus.*

94. Meehan, Th. Contribution to the life History of Plants, No. XVI (Op. porth.) in: Proc. Acad. Nat. Sc. Philadelphia, LIV (1902), p. 33—66. — Extr.: Ann. and Magaz. Nat. Hist., IX (1902), p. 465.

Digitized by Google

Die Bartram-Eiche (*Quercus heterophylla* Mx.) in Verbindung mit Variation und Bastardierung.

Beobachtungen über das Blühen von *Lobelia cardinalis* und *Lobelia syphilitica*. Verf. beobachtete, dass sehr zahlreiche Insekten die erste (blaue Blumen) besuchten, aber kein einziges Insekt flog auf die zweite (rote Blumen). Dagegen wurde die letztere Art von einer in der Gegend nicht häufigen Kolibriart (Trochilus „colibris") [recte Colubris] besucht, welche ausschliesslich dem Nektar nachging; sie vermied konstant die von den Insekten besuchte blaublumige Art. Die Besucher der letzteren waren: Xylocopa virginica, Bombus pennsylvanicus, B. fervidus, B. americanorum var. pallidus, Apis mellifera und Scolia dubia; die Honigbiene kam erst gegen Schluss der Saison. Dagegen bezog sie den Nektar von dem 50 Meilen entfernten *Sedum spectabile*.

Zwischen den beiden *Lobelia*-Arten konnte ein Unterschied in der Fruchtbarkeit nicht beobachtet werden: alle Kapseln waren voll Samen; die Anwesenheit oder das Ausbleiben der Insekten hatte keinerlei Einfluss.

Dagegen fand Verf., dass bei der Reife der Antheren stets ein Rest für den folgenden Tag aufbehalten wurde. Dann verlängert sich der Griffel, bis er, wie es schien, von den vereinigten Antheren festgehalten wird. Nach kurzer Rast macht er neuerdings eine Bewegung, die Antherenzellen bersten und werfen den Pollen so kräftig aus, dass öfters die roten Kronblätter noch vom Staub bedeckt sind. Bei der blaublütigen Art erhalten manchmal die Bienen einen Teil derselben. Im übrigen ist sie selbstbestäubend. Da Darwin *L. cardinalis* (*fulgens*) zum Teil unfruchtbar, zum Teil von Hummeln besucht und fruchtbar fand, schliesst Verf., dass Pflanzen und Insekten unter verschiedenen Bedingungen auch ein verschiedenes Verhalten zeigen und dass Vorhandensein oder Mangel an Samen mehr den Ernährungsverhältnissen, als dem Einflusse der Insekten zuzuschreiben ist. *L. syphilitica* mit ihrer kurzen und offenen Korolle kann ihren Nektar leichter darbieten, und da die Blumen in grosser Anzahl vorhanden sind, und sich täglich neue Blumen öffnen, vermögen Insekten dieselben sehr leicht auszubeuten. Doch besuchen die Honigbienen zuerst das leicht zugängliche *Sedum* und erst später die schwerer zu behandelnde *Lobelia*.

95. **Metzner, Reinh.** Einiges über Insektenfänger in: Deutsche Gärtnerzeitung, XVII (1902), p. 158.

96. **Netter, A.** Examen des moeurs des abeilles au double point de vue des mathematiques et de la physiologie experimentale in: Naturaliste (1901), p. 911.

Autorreferat über eine gleich betitelte in der Académie de Sciences in Paris vorgelegte Arbeit.

97. **Nieuwenhius-Uexküll, Margarete.** Die Schwimmvorrichtung der Früchte von *Thuarea sarmentosa* Pers. in: Ann. Jard. bot. Buitenzorg, 2. Serie, III (1902). p. 114—128, Taf. XIV, XV.

Die blütentragenden Sprosse sind 5—6 cm hoch und aufrecht, sie beginnen sich jedoch bald nach der Anthese an 2 Knotenstellen zu biegen und zwar so stark, dass die reifenden oder reifen Früchtchen dabei oberflächlich im Sande vergraben werden. Durch die herantretende Flut können die überaus leichten Früchtchen aus dem lockeren Meeressande herausgeschwemmt und durch Strömungen fortgeführt werden. Diese Früchtchen bestehen aus der Frucht samt der Spindel, deren Entwickelung und histologischer Aufbau geschildert wird. In künstlichem Meereswasser und in Züricherseewasser an-

Digitized by Google

gestellte Versuche ergaben, dass im ersteren nach 81 Tagen noch 14 Früchtchen schwammen, so dass ihre Schwimmfähigkeit als bewiesen gelten darf. Sie sind daher für den Transport durch Meeresströmungen sehr geeignet und es ist daher *Thuaria sarmentosa* ein von Ceylon über den malayischen Archipel bis Neu-Caledonien sehr verbreitetes Meerstrandgras.

Bemerkt sei, dass man die Früchtchen ebenso häufig mit dem Stiel, dem Spreitenteil, der Seite etc. als mit dem Schnabel voran im Sande stecken sieht. Blühende Exemplare konnten nicht beobachtet werden.

98. **Noack, Fritz.** Blütenbiologische Beobachtungen aus Brasilien in: Beihefte Bot. Centralbl., XIII (1902), p. 112—114.

1. Extranuptiale Nektarien bei zwei *Crotalaria*-Arten. *Crotalaria anagyrioides* lockt schwarze Ameisen an durch eine Honigausscheidung, nämlich durch Nektartröpfchen, welche unter den Blütenstielen abgesondert wurden. Solange die Blüten geschlossen sind, stehen daselbst kurze borstenförmige Deckblättchen, welche nach dem Öffnen bis auf einen kurzen Stumpf abfallen. Dann übernimmt die Blattnarbe die Funktion des Nektariums. Mikroskopisch zeigt das Gewebe keine auffallende Verschiedenheit von der Trennungsschicht einer Blattnarbe. Die angelockten Ameisen schützen nicht nur die Blüten, sondern die ganze Pflanze, denn bei der Annäherung an die blühenden Pflanzen richten sich die Schutzameisen auf und strecken dem Angreifer drohend die Kieferzangen entgegen. Nach dem Verblühen wurde das Beet von Blattschneideameisen heimgesucht, doch wurden nur die verblühten Exemplare angegriffen. Mit der Blüte hörte auch die Ausscheidung von Nektar auf und auch die honigsuchenden Schutzameisen stellten ihre Besuche ein. Die in Ruhe gelassenen Pflanzen wurden dann von den Blattschneideameisen vollständig entblättert. Schliesslich blieb noch eine einzige Pflanze mit einem blühenden Zweig übrig, auch diese völlig kahl bis auf den noch blühenden Zweig. Die reifenden Früchte wurden von den Blattschneideameisen nicht angegriffen. Auch bei einer anderen Art, vermutlich *C. striata* DC. Unter jeder Blüte steht ein borstenförmiges Deckblatt, und etwas höher zu beiden Seiten des kurzen Blütenstieles zwei weitere, dem ersten gleichgestaltete: alle drei fallen schon vor dem Öffnen der Blüten ab und die Blattnarben scheiden dann eine Zeitlang Nektar ab. Ausserdem fiel auch ein Teil der Blüten ab, und auch aus den kurzen, stehenbleibenden Stumpfen der Blütenstiele drangen dicke Nektartropfen hervor, so reichlich, dass sich auf dem Zuckersaft an den Blütenstielen Russtaupilze ansiedelten. Wohl sicher gewähren auch diese den Ameisen Schutz.

2. Wasserausscheidung in den Blütenkelchen von *Datura suaveolens* Humb. et Bonpl., „Trompeterbaum" der Brasilianer. Öffnet man den Kelch einer Blütenknospe an seiner Spitze, so fliesst eine ziemlich beträchtliche Wassermenge heraus. Beim Aufblühen öffnet sich der Kelch ziemlich weit durch einen einseitigen Schlitz an der Spitze und das darin befindliche Wasser verschwindet dann fast vollständig; doch bleibt wenigstens der Grund der Kelchhöhlung feucht. Nur die während der feuchten Jahreszeit ausgebildeten Blüten enthielten Wasser, bei trockener Witterung entwickelten sich die Blüten nur sehr mangelhaft und kamen nur teilweise zum Aufblühen. Die Wasserausscheidung erfolgt durch zahlreiche Drüsenhaare mit vielzelligen Köpfchen und kurzem einzelligen Stiele. Solche Haare kommen auch auf der Aussenseite der Blumenkrone neben längeren mit nur einzelligen Köpfchen und vielzelligem Stiele vor, während auf der Innenseite nur Borstenhaare

Digitized by Google

stehen. Es ist zweifelhaft, ob diese auch an der Wasserausscheidung beteiligt sind.

99. **Noll, F.** Über Fruchtbildung ohne vorausgegangene Bestäubung (Parthenocarpie) bei der Gurke in: Sitzber. niederrhein. Ges. f. Natur- und Heilkunde in Bonn, 1902, Abh. 149—162. — Extr.: Bot. Centralbl., XCII, p. 166.

Zu den beiden Arten, Feige und *Mespilus germanica* var. *apyrena* Koch, von welchen sicher steht, dass sie Früchte entwickeln, welche sich ohne vorhergegangene Bestäubung bis zur vollen Reife entwickeln, gesellt Verf. auch die Gurke, welche sich nach dessen sorgfältigst durchgeführten Versuchen ohne jegliche Bestäubungseinrichtungen und ohne vorhergegangene Befruchtung der Ovula bis zur vollen Reife zu entwickeln vermag. Die so entstandenen Früchte sind im Gegensatz zu denen, welche aus spontaner Parthenogenese sich entwickeln, samenlos und Verf. bezeichnet diese rein vegetative Fruchtentwickelung ohne jegliche Mitwirkung männlicher Elemente als Parthenocarpie.

100. **Nye Harriet, A.** The blooming of Hepaticas in: Rhodora, IV (1902), p. 127—128.

101. **Overton, J. B.** Parthenogenesis in *Thalictrum purpurascens* (Contributions from the Hull Botanical Laboratory) in: Bot. Gaz., XXXIII (1902), p. 868—875; Pl. XII, XIII.

102. **Plateau, Fel.** Observations sur les erreurs commises par les Hyménoptères visitant les leurs in: Ann. soc. entom. Belgique, XLVI (1902), p. 118—129.

Verf. beobachtete an 22 Tagen (1. bis 25. August) in zwei genügend von einander entfernten Gärten, um Besucher aus demselben Neste oder aus demselben Bienenkorbe auszuschliessen, 7 Hymenopterenarten an 87 Pflanzenarten aus 19 Familien und fand, dass während dieser 382 Minuten eine sehr beträchtliche Zahl von irrtümlichen Besuchern an nicht ausbeutbaren Blüten im Knospenzustande oder an verblühten welken Blüten konstatieren konnte, nämlich:

	Zahl der beobachteten Individuen	Zahl der irrtümlichen Besucher	Somit per Individuum
Apis mellifica	46	87	1.8
Bombus hortorum . . .	89	60	1.5
B. muscorum	14	31	2.2
B. lapidarius	2	2	1
Megachile centuncularis	1	1	1
M. ericetorum	1	1	1
Odynerus quadratus . .	4	4	1

Daraus ergibt sich, dass die Hymenopteren einschliesslich der als „infallibel" geltenden Honigbiene sehr zahlreiche Fehlflüge begehen.

103. **Plateau, F.** L'ablation des antennes chez les Bourdons et les appréciations d'Auguste Forel in: Ann. soc. entom. Belgique, XLVI (1902), p. 414—426.

Verf. bringt zunächst die Geschichte der Frage, ob die Insekten durch den Gesichts- oder Geruchsinn zu den Blumen geführt werden, und beschreibt dann seine Versuche und Beobachtungen an 80 eingefangenen, der Fühler beraubten Hummeln. 4 Bombus terrestris ☿ kehrten nicht mehr zu den Blumen zurück. Von 11 B. hortorum, 10 ♀ und 1 ☿, kehrte nur 1 ♀ wieder zu *Digitalis* zurück, auf der es gefangen worden war. Von 7 B. lapidarius, 3 ♂, 2 ♀ und 2 ☿, kamen nur an ♀ und ein ♂ wieder auf *Anchusa* und

Digitized by Google

Borrago und von 8 B. hypnorum ♀ kehrten 5 wieder auf *Althaea* zurück, wo sie gefangen worden waren. Somit fanden von 80 der Fühler beraubten Stücken nur 8, d. i. ein Viertel der Individuen mit Sicherheit die von ihnen mit Vorliebe besuchten Blumen wieder, trotz des Verlustes der Geruchsorgane. Verf. erklärt daher A. Forel's Versuche für exakt und wahrhaft wissenschaftlich. Daraus ergibt sich, wie Verf. nach einer kritischen Revue der Arbeiten von Goldsborough-Mayer (1900) und von Gorka (1898) schliesst, dass der Geruchssinn bei den Insekten das Aufsuchen der Blumen eine viel wichtigere Rolle spielt, als man bisher angenommen hat. Am Schlusse der Arbeit kritisiert der Verf. die Ausführungen A. Forel's (1887) in bezug auf die Fragen: das Sehen der Formen, d. i. der Blumenformen, das Anziehen von Insekten durch die Blumen, künstliche Blumen- und Farbenauswahl.

104. **Plateau, F.** Les Pavots décorollés et les insectes visiteurs. Experiences sur le „*Papaver orientale*" L. in: Bull. Acad. sc. Belgique, 1902, No. 11, p. 657—684, Fig.

In der Einleitung gibt Verf. einen Überblick über die Versuche, welche Giltay an *Papaver rhoeas* L. in bezug auf den Einfluss der Blumenkronen auf die Anziehung der Insekten und auf die Ausbildung der Samen gemacht hat, und beschreibt dann die von ihm durchgeführte Methode bezüglich *P. orientale* L. Dann folgt ein Überblick über das Verhalten der Insekten an der unveränderten, dann an der kronenlosen Blüte, endlich an einer Mischung von ersteren und letzteren. Hierauf folgen Angaben über den Insektenbesuch, dann über die Samenbildung und endlich Schlusssätze. Diese lauten:

1. Wie bereits Giltay schon festgestellt hatte, produzieren die Pflanzen, denen man die Krone weggenommen hat, ehe überhaupt Insekten sie besucht hatten, weniger Samenkörner, als jene mit Kronblättern;
2. Dieses Resultat hängt daher augenscheinlich nicht mit der Unterdrückung der gefärbten Korollen zusammen, welche als Anlockungsmittel der Insekten wirken, sondern in der Tat
3. empfangen die Blumen von *P. orientale* L. ohne Korolle ebensoviele oder selbst mehr Besuche von Insekten, als die normalen, trotz des Grössenausmasses und des lebhaften Auftretens der Kronblätter der letzteren.
4. Das Resultat (stets bei *P. orientale*) hängt von der verschiedenen Art, wie sich die besuchenden Insekten gegenüber den beiden Kategorien der Blumen verhalten, ab. Wenn sie ausschliesslich Pollen suchen, hängen sie sich an die Staubfäden der der Krone beraubten Blumen, die sich durch ihr Gewicht tiefer herabziehen als der Fruchtknoten liegt, und vermitteln somit gar keine Übertragung des Pollens, weder derselben Blume noch des fremden auf die Narbe. — In einer intakt gebliebenen Blume dagegen drängen sie sich zwischen den Grund der Krone ein, die denselben als Stütze dienen und der Krone den Staubfäden, welche sie durch ihre Bewegungen lebhaft erschüttern. Von Zeit zu Zeit krabbeln sie auf die Narbenscheibe.
5. Unter diesen Umständen ist die der Krone beraubte Blume auf Selbstbefruchtung angewiesen, die jedoch wenig wirksam ist, und die durch das Abfallen des eigenen Pollens beim Öffnen der Antheren erfolgt, während die normale Blume sehr wahrscheinlich aus der Kreuzbestäubung Nutzen zieht. — Folglich kann die ihrer Krone beraubte Blume trotz häufigen Insektenbesuches nur wenige Samenkörner hervorbringen,

Digitized by Google

während die intakte Blume, wenn sie auch nur von wenigen Tieren besucht wird, reichliche Samen hervorbringen wird.

6. Die in geringer Anzahl in den der Krone beraubten Blumen gebildeter. Samen haben dieselbe Keimkraft, wie die in den normalen Blumen entwickelten Samen.

105. **Praeger, R.** Studies in the British Flora. I, Plant Colonists in: Knowledge, XXV [1902], p. 16—19, Fig.

Behandelt die Einwanderung von Pflanzenarten in der irischen Flora, aber ohne Rücksichtnahme auf die Tiere.

106. **Raciborski, M.** Über die epiphyllen Blüten der Gabelgerste in: Anzeig. Akad. Wiss. Krakau (1902), p. 43—48. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 407.

Die epiphylle Blüte entwickelt sich unabhängig von den axillaren; sie tritt später auf und bildet sich aus den Zellen des Periblems der Brakteen. Man kann in derselben eine kleine Schuppe mit 2 kleinen Lodiculae, 3 oder 6 Staubfäden in 2 Reihen, 1 oder 2 Fruchtknoten unterscheiden. Öfters treten Abnormitäten ein; oft erscheinen zwei solcher Blüten. Die biologische Bedeutung ist dem Verf. unklar, vielleicht eine „interessante Mutation".

107. **Raciborski, M.** Plantes et fourmis in: Compt. rend. soc. polonaise natural. (Journ.) Kosmos., I (1902), p. 11—18. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 401.

Verf. bespricht Fälle von Myrmekophilie, welche er in Java beobachtet hatte. Er unterscheidet zweierlei Arten der Myrmekophilie:

1. Die scheinbare, welche darin besteht, dass die Pflanze keine besonderen Einrichtungen besitzt, um die Ameisen anzuziehen, sondern ihnen nur Schutz gewährt, wodurch sie gegen alle Gefahren von aussen gefeit ist, und 2. die wahre, bei welchen die Pflanze auf jede Weise, durch Drüsen, Sekretionen, Nektarien etc. die Ameisen anlockt.

Als Beispiel der ersten Art nennt Verf. ein Farnkraut, *Drynaria rigidula*. Dieser besitzt normale, grüne, assimilierende Blätter, und andere, viel kürzere, steife, am Grunde sehr dicke. Dieselben assimilieren anfangs und dienen der Pflanze als Wasserreservoir; später vertrocknen sie, und fallen nicht nur nicht ab, sondern das Wasser, der Staub und Hartgebilde sammeln sich und bilden eine Humusschichte, von welcher sich die Pflanze neben den aus dem Boden gezogenen Stoffen ernährt. Diese Blätter schützen somit den unterirdischen Teil des Farns während der Trockenperiode. Dieser letztere ist von zahlreichen Kanälen durchzogen und von Tausenden von Ameisen bewohnt, welche hier Schutz suchen. Dagegen verteidigen die Ameisen die Pflanzen gegen alle Gefahren und es ist unmöglich, dieselben aus dem Boden zu nehmen, ohne deren Zwischenkunft zu riskieren. Ähnlich verhalten sich die epiphytischen Gattungen, *Myrmecodia* und *Hydnophytum*, welche die Ameisen gegen die Raupen der Schmetterlinge und selbst gegen grosse Säugetiere verteidigen.

Als echte Myrmekophilen betrachtet Verf. drei von ihm beobachtete Gattungen, nämlich:

1. *Pterospermum javanicum*, ein riesiger Baum auf Java. Derselbe besitzt Blätter, welche auf der Oberseite mit zahlreichen Haaren besetzt sind, die ihm ein silberartiges Aussehen verleihen; die Nerven sind kupferrot; am Grunde stehen zwei Nebenblättchen, von denen das eine die Form eines Waschbeckens hat, das andere ist kurz, stachelähnlich. Am Grunde des ersteren finden

Digitized by Google

sich zahlreiche Haare, und unter denselben zahlreiche kleine weisse, elliptische Drüsen, welche Fett, Albuminoide und Hydrocarbür absondern. Die Ameisen bedecken daher diesen Baum.

2. Ein ganz ähnliches Verhalten zeigt ein strauchartige *Leea*-Art.

8. Die Lianen der Gattung *Gnetum* sind ebenfalls myrmekophil und zeigen zweierlei Arten der Verästelung: die einen kurz mit grünen, assimilierenden Blättern, die anderen, viel längeren und mit Schuppen bedeckten, dienen zur Befestigung der Pflanze. Die Spitzen dieser letzteren sind mit kleinen weissen Perlen bedeckt, welche wieder Drüsen nach Art jener von *Pterospermum* sind. Nur eine Art, *Gn. gnemon* ist keine Liane und besitzt keine verlängerten Zweige. Sie besitzt auch keine Anpassungen zum Anlocken von Ameisen.

108. **Ramsley, Fr.** Sex in Seed Plants in: Science New Serie, XV (1902), p. 996.

109. **Raunkiaer, C.** Statistik Undersögelse over Forholdet mellem Han- and Hunrakler hos vore *Alnus*-Arter in: Bot. Tidskr., XXIV (1902), p. 289 bis 296.

Es sind als Maxima zu entnehmen:

	♀	♂
Alnus incana (L.)	61,7 %	57,2 %
A. serrulata Willd.	49,3 %	64,2 %
A. glutinosa (L.)	59,1 %	48,1 %.

110. **Reed, How. S.** Artificial Changes affecting the Vegetation of the Huron River (Soc. Plant. Morph. Physiol.) in: Science New Serie, XV (1902), p. 402 ff.

111. **Reiche, C.** Zur Kenntnis der Bestäubung chilenischer Campanulaceen und Goodeniaceen in: Verh. deutsch. wissensch. Ver. Santiago de Chile, IV (1901), p. 1—14.*) — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 328 (von Neger).

„1. *Cyphocarpus rigescens (Campanulaceae)*, ein Kraut der chilenischen Provinzen Aconcagua-Atacame, ausgeprägt protandrisch, zeigt die vielen Campanulaceen-Blüten zukommende Einrichtung, dass durch Streckung des Griffels mittelst daran befestigter Fegehaare die Antheren entleert werden. Die Öffnung der Narbenlappen erfolgt nach der Streckung. Die Fegehaare befinden sich am Rand der Narbe. Dies spricht dafür, dass (neben der wahrscheinlichen Fremdbestäubung) auch Autogamie stattfinden kann.

2. *Lobelia mucronata* (*Campanulaceae*) besitzt ähnliche Blüten, wie *L. salicifolia*, für welche Johow Bestäubung durch Kolibris und Hummeln beschrieben hat. Verf. gelangt bezüglich der ihm vorliegenden Pflanze zu dem Resultat, dass die Bestäubung auf sehr verschiedene Weise stattfinden kann, nämlich:

1. als Geitonogamie (Bestäubung von den Blüten eines und desselben Individuums), indem sich an einer Blütentraube die endständigen Blüten in männlichem, die untersten (älteren) aber in weiblichem Zustande befinden,
2. als Xenogamie, und zwar
   a) als Anemophilie bei benachbarten Individuen, und
   b) als Entomophilie, durch Hummeln oder als Ornithophilie durch

*) Ich konnte diesen Aufsatz nicht auffinden und kopiere daher das Referat wörtlich (Ref.).

Digitized by Google

Kolibris vermittelt. Autogamie ist dagegen vollständig ausgeschlossen.

8. *Lobelia anceps, Pratia repens, Dorningia pusilla.* niedrige Kräuter mit ziemlich unscheinbaren rötlichen bis weissen Blüten sind jedenfalls vorzugsweise autogam, höchstens schwach geitonogam.

Für die Goodeniacee: *Selliera radicans* macht Verf. einige von den Beobachtungen anderer Autoren — besonders Schönland — abweichende Angaben.

Im Anschluss an seine Beobachtungen erörtert Verf. die Frage, inwieweit gewisse diesen Blüten zukommende Eigentümlichkeiten (z. B. Verholzung der Antherenröhre, Zygomorphie usw.) mit den Bestäubungsvorgängen in ursächlichem Zusammenhang stehen.

Die Verholzung der Antherenröhre (bestehend in der Ausbildung spärlicher Verdickungsleisten an verholzten Parenchymzellen) kann ohne Zweifel als eine Anpassung an den Besuch schwerer Bestäuber (wie Hummeln und Kolibris) aufgefasst werden, findet sich indessen bemerkenswerterweise auch bei der unscheinbar blühenden *L. anceps* mit deutlicher Autogamie.

Aus dieser wie verschiedenen anderen vergleichenden Betrachtungen schiesst Verf., dass bei den *Lobelia*-Blüten eine tatsächliche Anpassung der Blüte an den Besucher nicht vorliegt. „Es gibt im Verwandtschaftskreis der Campanulaceen unabhängig von einander existierende gross- und kleinblütige Formen, von welchen die ersteren Hummel- und Kolibribesuch zulassen, weil die Ausbildung der Blütenteile es gestattet. Diese Tiere haben gegebene Organisationsmerkmale sich zu Nutz gemacht, nicht aber dieselben als Anpassungsmerkmale gezüchtet." Diese Auffassung dürfte wohl häufig die richtigere sein, so z. B. auch in dem Fall, dass einheimische Tiere sich an den Besuch eingeführter Pflanzen gewöhnen und umgekehrt."

112. **Rikli, M.** Reisebilder aus Korsika in: Verh. 84. Jahresvers. Schweiz. naturforsch. Ges., 1902, p. 146—161, Taf. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 100.

113. **Rippa, G.** Sulla *Olmediella Cesatiana* in: Boll. arto. bot. Napoli. I, Fasc. 8 (1902), p. 278—285, Fig.

Verf. bespricht die blattständigen Nektarien, die Blütenstände, „Pseudanti", und die Geschlechtsdifferenzen.

114. **Rivera, Don Manuel J.** Empolvoramiento de algunas especies del género *Loasa* in: Verhandl. des Congreso Científico zu Chillan, 1899.

Behandelt die Bestäubung einiger *Loasa*-Arten durch gewisse Hautflügler.

115. **Sajó, Karl.** Biologische Beobachtungen bei Gartenpflanzen in: Wiener illustr. Gartenztg., VII (1902), p. 284—246.

S. 240: „Bei *Tigridia* fliegen vielleicht die Insekten, welche die kreuzweise Befruchtung vermitteln, nur während der Morgen- und Mittagsstunden, während später andere Lebewesen auftreten, die die Vermehrungsorgane benagen oder überhaupt beschädigen, so dass es der Pflanze von Nutzen ist, wenn sie schon nachmittags aufhört auffallend zu sein."

Handel-Mazzetti (Wien).

116. **Sajo, C.** Nützlichkeit der Ameisen in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 279—281.

Verf. beobachtete, dass die Ameise Tetramorium caespitum den Kirschmaden, d. i. den Larven von Spilographa cerasi nachstellen, sie erfassen, tot-

Digitized by Google

beissen und wegschleppen; er leitet von ihrer Anwesenheit die Produktivität der Kirschbäume ab.

Ferner beobachtete Verf., dass dieselbe Ameise ihre Nester unmittelbar um die Wurzeln von *Cosmea bipinnata* und *Salpiglossis variabilis* anlegte und dass die betreffenden Pflanzen ganz vorzüglich gediehen. Er glaubt dies einerseits auf die durch die Ameisengänge hervorgerufene Bodendurchlüftung zurückführen zu dürfen, anderseits dürften die Ameisen auch gewisse unterirdische Insekten und andere Schädlinge von den Wurzeln ferngehalten haben.

Ob das Gedeihen von *Dianthus, Godetia, Schizanthus, Clarkia* nach dem Umsetzen aus den Töpfen ins Freiland auch damit zusammenhängt, lässt Verf. noch unentschieden.

117. **Schoenichen, W.** Achtzig Schemabilder aus der Lebensgeschichte der Blüten für den Gebrauch der Schule und des Naturfreundes. 2 Hefte. Braunschweig, St. Goeritz, 1902, 8°, X, 186 pp.

Verf. will, dass die 80 Schemabilder an der Wandtafel vor den Augen der Schüler entstehen sollten und empfiehlt daher dies Heftchen den Lehrern als Vorlage, den Schülern zum Nachzeichnen und den Pflanzenfreunden zu Beobachtungszwecken. In diesem Sinne aufgefasst, sind die Bilder und der dieselben erklärende Text ganz zweckmässig. Die Anordnung der Arten erfolgt nach De Candolles System; bei jeder wird die Dauer, Blütezeit, die Familie und die Linne'ische Klasse und Ordnung beigefügt.

Es werden folgende Arten behandelt: *Clematis recta, Ranunculus acer, Trollius europaeus, Caltha palustris, Nigella damascena, Aquilegia vulgaris, Delphinium consolida, Aconitum napellus, Berberis vulgaris, Nymphaea alba, Papaver argemone, Corydalis lutea, (Dicentra spectabilis), Capsella bursa pastoris, Hesperis matronalis, Viola odorata, Polygala vulgaris, Dianthus carthusianorum, Agrostemma githago, Cerastium arvense, Malva silvestris, Tilia platyphyllos, Hypericum perforatum, Acer pseudoplatanus, Aesculus hippocastanum, Geranium palustre, Medicago sativa, Sarothamnus scoparius, Lotus corniculatus, Lathyrus pratensis, Prunus cerasus, Rosa canina, Geum urbanum, Pirus malus, Oenothera biennis, Lythrum salicaria, Sedum acre, Ribes grossularia, Saxifraga rotundifolia, Parnassia palustris, Daucus carota, Sambucus nigra, Lonicera caprifolium, Asperula odorata, Galium mollugo. Knautia arvensis, Taraxacum officinale, Matricaria chamomilla, Centaurea cyanus, Campanula rotundifolia, Vaccinium myrtillus, Calluna vulgaris, Syringa vulgaris, Convolvulus arvensis, Borago officinalis, Symphytum officinale, Echium vulgare, Myosotis palustris, Lycium halimifolium, Solanum tuberosum, Nicotiana affinis, Verbascum nigrum, Linaria vulgaris, Digitalis purpurea, Veronica chamaedrys, Salvia pratensis, Lamium album, Primula officinalis, Aristolochia clematitis, Tithymalus cyparissias, Butomus umbellatus, Arum maculatum, Orchis mascula, Cypripedium calceolus, Iris germanica, Narcissus poeticus, Galanthus nivalis, Tulipa silvestris, Lilium martagon, Convallaria majalis, Secale cereale.*

Am Schlusse findet sich eine Zusammenstellung aller behandelten Pflanzenarten nach biologischen Merkmalen in folgendem Gerippe:

A. Windblütler.

B. Insektenblütler.

I. Anlockung der Bestäuber.

1. a) Blumenkrone (normaler Teil); b) Kelch; c) Staubgefässe.
2. Zur Erhöhung der Lockkraft dienen: a) Häufung der Blüten. — Hierzu auch Arbeitsteilung zwischen einzelnen Blüten. b) Kontrastfarben an einer Blüte oder Blütengesellschaft.

Digitized by Google

II. Nach den Blumengästen unterscheidet man:
1. Bienen- und Hummelblumen.
2. Tagfalterblumen.
3. Nachtfalterblumen.

III. Als Landungsplatz dient in erster Linie die Blumenkrone.
1. An den Blumenkronen sind häufig besondere bequeme Anflugplätze ausgebildet.
2. Der Kelch als Landungsplatz.
3. Die Staubblätter als Landungsplatz.
4. Der Stempel als Landungsplatz.
5. Ein Landungsplatz fehlt.

IV. Der Sold der Insekten besteht in:
1. Pollen (Pollenblumen);
2. saftreichem Gewebe;
3. Honig.
   a) Art der Darbietung des Honigs: α) offen; β) halb verborgen; γ) verborgen.
   b) Art der Honigdarbietung: α) am Stempel; β) an den Staubgefässen; γ) an der Blumenkrone; δ) am Kelche.
   c) Saftmale zeigen den Weg zum Honig — (manchmal Täuschung).
   d) Honigdiebstahl kommt vor.
   e) Schutz des Honigs (und des Pollens): α) durch hängende Lage der Blüten; β) durch Dachbildung; γ) durch Sporenbildung; δ) durch Geschlossensein; ε) gegen ankriechende Tiere; ζ) Haare als Honigdecke; ϑ) Staubgefässe als Honigdecke.

V. Die Aufladung des Pollens.
1. Staubblätter reifen nicht gleichzeitig, so dass lange Zeit hindurch Gelegenheit zur Abholung des Pollens geboten wird.
2. Die Staubblätter sind reizbar.
3. Staubblätter mit Streuvorrichtung.
4. Blüten mit Schleudervorrichtung.
5. Verengung des Blüteneinganges durch Schlundschuppen.
6. Kesselfallen.

VI. Die Bestäubung.
1. Eingeschlechtliche Blüten mit räumlicher Trennung der Befruchtungsorgane.
2. Zwitterblüten:
   a) homogam;
   b) zeitliche Trennung der Befruchtungsorgane (häufig Bewegungen des Griffels). α) Vormännliche Blüten. β) Unvollkommen vormännliche Blüte. γ) Vorweibliche Blüten.
   c) Ausschluss der Selbstbestäubung durch besondere Mittel: α) Schutzklappe an der Narbe; β) Heterostylie; γ) der Pollen wird erst beim Zurückziehen des Rüssels oder beim Verlassen der Blüte dem Insekt aufgeladen.
   d) Spontane Selbstbefruchtung (Autogamie) findet statt: α) durch kleistogame Blüten; β) durch eine von vornherein bestehende Annäherung von Staubbeuteln und Narben; γ) durch Krümmung der Narbe oder des Griffels; δ) durch Krümmung der Staubgefässe;

Digitized by Google

ε) durch Krümmung der Blumenröhre; ζ) durch Herabrieseln von Pollen; ϑ) durch Verlängerung der Blütenröhre.

e) Nachbarenbestäubung (Geitonogamie).

118. **Schulz, A.** Beiträge zur Kenntnis des Blühens der einheimischen Phanerogamen in: Ber. D. B. G., XX (1902), p. 526—556, 580—592.)

I. *Geranium*. Die einheimischen Arten dieser Gattung kann man in drei Gruppen teilen:

1. Gruppe: in den Blüten der Arten dieser Gruppe machen sowohl die episepalen als auch die epipetalen Staubgefässe zuerst eine epinastische und hierauf eine hyponastische Bewegung. An letztere schliesst sich eine negativ geotropische Bewegung beider Staubgefässkreise an, auf welche eine epinastische Bewegung beider folgte. Den Beschluss macht eine meist sehr unregelmässige hyponastische Bewegung beider Kreise, welche gleichzeitig mit der Schliessbewegung des Kelches erfolgt. Hierher *G. pratense* L.

2. Gruppe: in den Blüten der Arten dieser Gruppe machen die Staubgefässe beider Kreise zuerst eine epinastische und darauf eine hyponastische Bewegung. Die letztere, welche bei den einzelnen Arten ungleich gross ist, wird in zwei durch einen längeren Abschnitt getrennten Zeitabschnitten ausgeführt, in welchem keine Bewegung stattfindet. Die geotropische Bewegung fehlt diesen Arten. Hierher *G. palustre* L. und *G. sanguineum* L.

3. Gruppe: in den Blüten der Arten dieser Gruppe führen die Staubgefässe zuerst eine epinastische und darauf eine hyponastische Bewegung aus, welch letztere keine Unterbrechung erfährt. Eine geotropische Bewegung ist auch bei diesen Arten nicht vorhanden. Hierher *G. Robertianum* L. und *G. pusillum* L.

Bei allen Arten führen auch die Griffel erst eine epinastische, dann eine hyponastische Bewegung aus. Ausserdem ist allen Arten gemeinsam das Vorhandensein eines „Schaltstückes" zwischen Filament und Konnektiv der Anthere, eine winzige Fortsetzung des ersteren, das sich bei einem Teile der Arten sehr deutlich von diesem abhebt. Vor dem Öffnen der Pollensäcke beginnt dasselbe zu kollabieren und verdünnt sich während des Öffnens immer mehr und mehr, so dass die Antheren einen sehr hohen Grad von Beweglichkeit erhalten. Dadurch wird bewirkt, dass sie sich an den sie berührenden Körper des die Blüte besuchenden Insektes enger anschmiegt und ihn mit einem grösseren Teil der pollenbedeckten Partie ihrer Oberfläche berührt, als wenn sie wenig beweglich wie vorher bliebe. Ausserdem gelangt sie hierdurch aus der rechtwinkeligen in eine extorse Stellung, in der sie die pollenbedeckte Partie ihrer Oberfläche nach aussen, den die Blüte besuchenden Insekten entgegen wendet. Das kollabierte Schaltstück bleibt aber wenigstens, so lange als Pollen an den Antherenwandungen haftet, so elastisch, dass die Anthere durch die Besucher nich vom Filament abgerissen werden kann und nach dem Aufhören der Berührung durch jene abständig oder annähernd in ihre alte Stellung zurückkehrt. Bei *G. Robertianum* und *G. pusillum* führen diese Bewegungen der Staubgefässe zu einer Berührung der zu dieser Zeit noch mit Pollen bedeckten Wandungen der geöffneten Pollensäcke mit den mit Narbenpapillen bedeckte Partien der Griffel und hierdurch zu einer Bestäubung der letzteren. Bei den drei anderen Arten führen die Staubgefässbewegungen nicht zu einer Berührung der Antheren mit den Narben. Diese bedürfen zur Bestäubung der Hilfe der Insekten, welche ihnen auch in ausreichendem Masse zuteil wird. Die beiden vorgenannten Arten können diese Hilfe entbehren, da die durch die Bewegung

Digitized by Google

der Staubgefässe herbeigeführte Bestäubung stets zu normalem Fruchtansatz führt; doch wird erstere häufig, letztere nur selten auch durch Insekten bestäubt.

Bei gleicher Witterung besitzen die Blüten der Arten von Gruppe 1 und 2 eine viel längere Blütendauer (28—32 Stunden) als diejenigen der 3. Gruppe (4—8 Stunden); die entsprechenden Bewegungen der Staubgefässe erfolgen aber bei der letzteren viel schneller als bei den ersteren; bei ihnen ist die Grösse der Griffelbewegung in hohem Grade von der Witterung abhängig, bei den beiden anderen ist sie stets fast gleich gross. Gruppe 1 und 2 enthält ausdauernde, 3 meist einjährige Arten.

Schliesslich werden die 5 genannten typischen Arten mit ihren biologischen Eigentümlichkeiten sehr eingehend besprochen.

II. *Scleranthus*. Diese Gattung gleicht *Geranium* darin, dass ihre Staubgefässe während des Blühens epinastische und hyponastische Bewegungen ausführen und gleichfalls Schaltstücke besitzen, welche während des Blühens kollabieren und sich verdünnen; weichen aber von jenen dadurch ab, dass ihre Griffel während des Blühens keine Nutationsbewegungen ausführen, dass ihnen die Krone vollständig fehlt und dass der Kelch, nachdem er sich zum Aufblühen geöffnet hat, bis zum Abfallen der reifen Frucht recht weit geöffnet bleibt. Nun wird die Biologie von *S. perennis* L. und *S. annuus* L. weitläufig geschildert.

119. **Schumann, K.** Ameisenpflanzen in: Gartenfl., LI (1902), p. 95—101. Vortrag, geh. im Ver. z. Bef. d. Gartb. am 28. November 1901.

S. 96: „Einen solchen Fall (Hohlräume in den Ästen) fand ich an einer Muskatnussbaumart aus Neuguinea. Ich sah an den hohlen Zweigen (des Herbarmaterials) Ameisen, welche ich an den besten Kenner dieser Tiere, Prof. Emery in Bologna, schickte. Er erkannte die Ameisen als eine Pflanzen bewohnende Art."

S. 98—99: „Macht man einen Schnitt durch eine ausgebildete Knolle, so sieht man, dass sie von einer Galerie von Hohlräumen durchzogen ist, die mit einander in Verbindung stehen. . . . Treub, der Direktor des botanischen Gartens in Buitenzorg, hat nun allerdings gemeint, dass diese Knollen eigentlich gar nichts mit den Ameisen zu tun hätten, sondern dass es Durchlüftungsräume seien. Ich stehe aber auf dem Standpunkt, dass wir es hier mit einem wirklich symbiontischen Verhältnis zu tun haben, weil wir in den einzelnen Arten von *Myrmecodia* und *Hydnophytum* immer bestimmte Gattungen oder Arten von Ameisen antreffen, und diese sonst nirgends gefunden werden."

S. 100: „Dass sie (die Dornen der *Acacia cornigera*) Ameisen beherbergen, ist lange bekannt, interessant aber ist, wie diese hineinkommen. Sie beissen an der Spitze eines der beiden Dornen, aber auf der Unterseite, so dass kein Regen einzudringen vermag, an einer verdünnten Stelle ein elliptisches Loch, fressen den weichen Inhalt des noch grünen Dornes aus oder befördern ihn nach aussen. Weiter durchbrechen sie auch die trennende Scheidewand durch einen Gang und höhlen dann den zweiten Dorn aus. So erhalten sie zwei Kammern: eine Zugangskammer und eine Aufenthaltskammer."

Sonst Zusammenfassung des Bekannten. Handel-Mazzetti (Wien).

120. **Show, Charles H.** The Development of Vegetation in the Morcimal Depressions of the Vicinity of Woods Hole in: Bot. Gaz., XXIV (1902), p. 437 bis 450, Fig.

Digitized by Google

121. **Sjuzeo, P. V.** Wildwachsende Honigpflanzen des Permischen Gouvernements in: Zbornik Permskago Gubern. Zemstva, 1902, Sep. 8°, 25 p. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 658.

Das Verzeichnis enthält eine alphabetische Liste der lateinischen Namen derjenigen Pflanzen des Permischen Gouvernements, welche den Bienen Nektar, Blütenstaub und Wachs liefern, mit Angabe dessen, was jede einzelne Art liefert; überdies sind Standorts- und Verbreitungsangaben, Blütezeit und die russischen Volksnamen beigefügt. Interessant ist die Angabe, dass die grösste Zahl der „Bienenpflanzen" gelbblühend ist (102 Arten), dann folgen die mit weissen (90), roten und rötlichen (59), fleischfarbigen (41) und blauen (22) Blüten; den Schluss bilden die grünblühenden (16). Die Linde, *Tilia parvifolia* Ehrh., wird als die beste Honigpflanze bezeichnet.

122. **Stäger, R.** Chemischer Nachweis von Nektarien bei Pollenblumen und Anemophilen in: Beihefte z. Bot. Centralbl., XII (1902), p. 34—48.

Verf. untersuchte nach P. Knuths Anweisung mit Fehling'schem und mit Hoppe-Seyler'schem Zuckerreagens eine Anzahl Blüten von Pollenblumen und von Anemophilen und konnte bei beiden das Vorhandensein von Nektar und von einem zuckerführenden Gewebe nachweisen. Zu den Vorversuchen wurden gewählt: *Epilobium angustifolium* (Oberfläche des Fruchtknotens, Griffelbasis und Narbe), *Aconitum napellus* (Nektarien, Helm und Grund der Filamente, nur der Fruchtknoten nicht gefärbt), *Saxifraga aizoides* (alle Blütenteile), *Impatiens noli tangere* (fast nur der Sporn bis zur Hälfte der Länge), *Erica vagans* (die Blüten mit enorm viel Cu_2O), *Lythrum salicaria* (Blütengrund, Griffel, Narbe, Staubfäden mit Ausschluss der Antheren und die Nerven der Kronblätter), *Antirrhinum majus* (Sporen, Fruchtknoten, Basis des Griffels und der Staubfäden, Ober- und Unterlippe nur Spuren). Die grünen Laubsprosse zeigten ein negatives Verhalten (*Saxifraga aizoides*, *Abies pectinata*, *Polytrichum vulgare*, *Hylocomium triquetrum*).

Untersuchungen von Pollenblumen:

1. *Chelidonium majus* L. Keine Spur von Farbstoffeinlagerung: „Hier haben wir es offenbar mit einer echten Pollenblume zu tun".

2. *Helianthemum vulgare* Gaertn. Blütenboden, Griffel, Basis der Filamente und Adern der Kronblätter müssen „in ihren Geweben entschieden Zucker führen", also nicht reine Pollenblume, wie man allgemein annimmt.

3. *Hypericum perforatum* L. Staubfäden, doch nicht die Staubbeutel und Narben, Grund der Kronblätter verfärbt, also nicht reine Pollenblume.

4. *Parnassia palustris* L. Reichlicher Nektargehalt der Blüten, hauptsächlich intensiv im ganzen Verlauf der sog. „Saftmaschinen", die Köpfchen der Staminodien, welche den Besuchern bloss Honig „vortäuschen" sollten, durch und durch braunrot. Schwächer, aber deutlich gefärbt, die Narben, Fruchtknotenoberfläche, Basis der Filamente, Grund der Kronblätter, und ganz schwach deren Nerven. „Was die *Parnassia*-Blüte ihren Besuchern verspricht, das hält sie auch. Sie ist eine Nektarblume so gut, wie die übrigen Vertreter der Saxifragaceen".

5. *Solanum nigrum* L. Das „Prototyp einer Pollenblume"; die Zuckerprobe absolut negativ ausgefallen.

6. *Papaver rhoeas* L. „Fruchtknoten und Narbe ohne Einlagerung; die scharlachroten Kronblätter samt dem schwarzen Flecken an der Basis völlig ihres natürlichen Farbstoffes beraubt, fast weiss, dagegen die Adern rotbraun von Cu_2O. Ebenso tingierte kleine zerstreute Inseln und Punkte zwischen den

Digitized by Google

Adern an der Stelle der entfärbten schwarzen Flecke, die man in Hinsicht auf unsere Ergebnisse so gut wie anderswo „Saftmale" nennen kann. Diese Flecken machten bei der Pollenblume lange Zeit hinsichtlich ihrer Deutung Schwierigkeiten. Das Resultat meiner Untersuchung zwingt zur Annahme, es seien auch bei *Papaver rhoeas* zuckerhaltige Säfte im Blütengewebe vorhanden." Mikroskopische Abscheidungen in den Filamenten und Antheren.

7. *P. alpinum* L. Die Kronblätter, ihren gelbgrünen Flecken an der Basis entsprechend, nicht in Punkten, sondern schichtenweise stark ziegelrot tingiert, Grund des Fruchtknotens und Staubfäden pigmentiert; Narben und Antheren frei. Diese Art enthält somit mehr zuckerhaltige Substanzen, als die vorhergehende.

8. *Lysimachia vulgaris* L. Alle Teile der Blüte mit Ausnahme der Antheren sowie der Blütenboden von Cu_2O durchsetzt.

9. *Erythraea centaurium* Pers. Sehr geringe Saftmenge am Grunde der Kernröhre um den Fruchtknoten herum. „Interessant ist es, dass viele sog. Pollenblumen weit mehr kupferreduzierende Säfte enthalten, als manche dem äusseren Bau und der Verwandtschaft nach zwar zu den Nektarblumen gehörige, aber doch nektarlose Blüten."

10. *Cyclamen persicum* Mill. Der Blütenboden und speziell die wulstartigen Erhebungen desselben sind sehr saftreich. Sticht man dieselben mit einer Nadel an, so tritt ein feines Tröpfchen aus der Verletzung. Die vom Verf. in dieser Blume entdeckten „Fenster" liegen in der umgestülpten Cyclamenblüte und dienen den Insekten als Wegleitung zu dem eingeschlossenen Saft („Saftmale"). Enorme Cu_2O-Abscheidungen: die ganze Blüte erscheint rostrot; vollständig mit dem Pigment imprägniert ist der Blütengrund, wo die Fenster liegen; reichliche Einlagerungen zeigen die Staubbeutel an ihrem Grunde und die Umschlagstellen der Kronzipfel. Also nicht eine Pollenblume.

11. *C. europaeum* L. Blütengrund, Umschlagstellen der Kronzipfel und Connective, resp. der unterste Teil der Antheren zeigen Reaktion; Griffel und Fruchtknoten unverändert. Im ganzen weniger Zuckerstoff enthaltend, als die vorhergehende Art.

12. *Spiraea ulmaria* L. Oberfläche des Fruchtknotens Cu_2O ausscheidend, ebenso inselartig die Kronblätter, doch nicht Staubfäden und Griffel, somit nicht reine Pollenblume, was schon durch den starken Geruch fraglich erscheint.

Untersuchungen von Anemophilen.

13. *Chenopodium album* L. Nach der Zuckerreaktion enthält die Blüte mit Sicherheit reduzierende Stoffe; die Antheren waren deutlich gelbrot.

14. *Plantago lanceolata* L. „Soweit der Blütenstand im weiblichen Stadium sich befand (oben), war er rostrot, während die Partie im männlichen Stadium (unten) ungefärbt aussah." Genauer: Die Blumenblätter färbten sich in beiden Stadien hell rostrot, was aber der ganzen Ähre kein bedeutend tingiertes Aussehen verlieh, wären die Griffel der Blüten im weiblichen Zustand nicht sehr stark pigmentiert gewesen. Die Staubfäden und Antheren der männlichen unteren Blütenstadien waren dagegen absolut ungefärbt. Daher die beiden streng von einander geschiedenen Zonen. Somit ist in den Blumenblättern und den Griffeln zuckerhaltiger Saft eingeschlossen."

15. *Humulus lupulus* L. Nur in der Narbe der weiblichen Blüte eine verschwindende Spur, also echter Windblütler!

16. *Cannabis sativa* L. Narbe der weiblichen Exemplare entschieden rostbraun, doch allfälliger Zuckergehalt verschwindend klein.

Digitized by Google

17. *Urtica dioica* L. Antheren männlicher Blüten, die bald explodieren würden, stark ziegelrot, auch die Staubbeutel der aufgeblühten Exemplare pigmentiert, somit muss zuckerhaltiger Saft vorhanden sein. Verf. beobachtete pollenverzehrende Melanostoma mellina.

Untersuchung von Gräsern.

18. *Poa pratensis* L. Antheren rostrot von eingelagertem Cu_2O.

19. *Dactylis glomerata* L. Die federigen langlebigen Narben ganz rostrot.

20. *Brachypodium silvaticum* L. Antheren rotgelb von Cu_2O. Verf. fand an Exemplaren mit *Sphacelia* (Honigtau) enorme Mengen von Cu_2O. An kaum aufgeblühten reinen und pilzbefallenen Exemplaren beobachtete Verf. bei Bern: Melithreptus menthastri, Melanostoma mellina, Platycheirus peltatus und Ophyra anthrax Mg.

21. *Molinia caerulea* L. Die federigen Narben über und über braunrot, daher der häufige Insektenbesuch erklärlich.

22. *Lolium perenne* L. Narben stark rostrot von Cu_2O.

23. *Phalaris arundinacea* L. Die federigen Narben unter der Lupe als feine rostbraune Bäumchen erkennbar.

24. *Bromus erectus* Huds. Antheren mächtig rotbraun, entlassen auf Druck ganze Wolken von Cu_2O in das Wasser. Die Narben erscheinen dem blossen Auge weiss, unter der Lupe mit minimen eingelagerten Cu_2O-Körnchen.

25. *Holcus lanatus* L. Die ganze Rispe erhält durch die stark pigmentierten Antheren ein ziegelrotes Aussehen. „Honiggras" somit berechtigt. Am Schlusse sagt Verf.: „Ich bin überzeugt, dass eine ganze Reihe von Insekten die Grasblüten nicht hin und wieder, sondern mit grosser Konstanz und in grosser Anzahl besucht und dass sie vielleicht doch in der Befruchtung der Windblütler, speziell bei den Gramineen, eine weit grössere Rolle zu spielen berufen sind, als bisher angenommen wurde. Ich bin imstande, nächstens eine ganze Liste von Gramineenblüten besuchenden Insekten zu veröffentlichen. Dies mit dem chemischen Nachweis von zuckerhaltigen Stoffen in Antheren und Narbe deutet doch sicher auf irgendwelche Anpassung auch an die Tierwelt. Die Windbefruchtung bleibt jedenfalls das Hauptmoment, wenn aber diese zeitweise ausbleibt, so mag die Insektenbefruchtung in ihre Rechte treten. Es ist allen Entomologen und Blütenbiologen bekannt, dass die Insekten verschwinden, sobald windiges Wetter herrscht. Lässt der Wind nach, so stellen sich bald die beflügelten Gäste ein."

123. **Staeger, R.** Gleichfarbigkeit von Blumen und Schmetterlingen in: Natur und Offenbarung, XLVII (1901), p. 86—88.

Zu den bekannten Beispielen fügt Verf. zwei neue hinzu: die grünblaue *Ino globulariae* lässt sich ausschliesslich nur auf der einzigen blauen Blume der Wiesen im Lauterbrunnerthal, *Phyteuma orbiculare* nieder, und die roten Zygaena filipendulae nur auf *Onopordon acanthium*. Dagegen ist Ino Statices in der Auswahl sehr frei, „vielleicht hat sie weniger Feinde oder ist anderweitig geschützt."

124. **Staeger, R.** Beobachtungen über Insekteneinbruch und Honigraub an Blüten mit tiefgeborgenem Nektar in: Natur und Offenbarung, XLVIII (1902), p. 284—286.

Verf. beobachtete, wie *Corydalis cava* durch Anthophora pilipes legal bestäubt und dann von Bombus terrester seitlich angebissen wurde. Derselbe fand Blüten mit 3 bis 5 solchen Anbissstellen, woraus er schliesst, dass die Hummeln dem „mechanischen Instinkte" folgen.

Digitized by Google

Auch *Anthyllis vulneraria* fand er trotz ihres blasig aufgetriebenen Kelches von Hummeln angebohrt, also ist dies keine Schutzeinrichtung.

125. **Staeger, R.** Studien über die Saftdecke der Labiaten in: Natur und Offenbarung, XLVII (1901), p. 488—440.

Verf. konstatiert zum Teil nach Beobachtungen im Freien *(Ajuga reptans)* teils auf Grund eingeleiteter Versuche (*A. reptans, A. genevensis, Lamium „rubrum", Teucrium, Stachys* etc.), dass der angewehte Staub in den Labiatenblüten meistens als eine kompakte, wurstähnliche Masse in der Röhre bleibt, und immer nur bis zur Haarreuse der Saftdecke reicht; die Honigkammer blieb intakt.

Verf. glaubt, dass bei den Besuchern der Umbelliferen, Saxifragaceen, *Galium*, diese Reinheit des Honigs nicht nötig sei (Fliegen!), wohl aber bei jenen der Labiaten, welche meist Bienen aufweisen; überdies wachsen die Labiaten sehr häufig an dürren, staubigen Orten, wo sie der Verunreinigung mehr ausgesetzt sind, wie andere Gewächse.

Verf. entdeckte Hefepilze als Verunreiniger des Nektars von *Lamium „rubrum"*.

Ferner fand er, dass die Haare von *Ajuga reptans* und *A. genevensis* von einander abweichend gebaut sind, und glaubt, „eine vergleichende Studie der Saftdecken sämtlicher Labiaten — sagen wir eines kleineren Landesteiles — würde die überraschendsten Resultate ergeben."

126. **Staeger, R.** Was wiegt die Menge Blütenstaub, die ein Kätzchen des Haselstrauches entbindet in: Natur und Offenbarung, XLVIII (1902), p. 629.

Das Gewicht des Blütenstaubes von einem Kätzchen der Haselnuss beträgt 0,015 g, somit von 1000 Kätzchen 15 g.

127. **Sterne, C.** Schwerverständliche Frucht- und Samenformen in: Prometheus, XIV (1902), p. 89—93, 102—105, Fig.

Behandelt die Verbreitungsmittel von Samen und Früchten.

128. **Terracciano, Achille.** Contributo alla biologia della propagazione agamica nelle fanerogame in: Contrib. Biol. veget., III (1902), p. 1—68, 6 tav. — Extr.: Bot. Centralbl., LXXXIX, p. 358.

Verf. bespricht nach einer allgemein gehaltenen Einleitung, in welcher er die Arten der agamen Vermehrung resp. Ausbreitung auseinandersetzt, die Luftknöllchen von *Senecio kleinii* Less., *S. articulatus* Sch., *S. Schottii* Bailf. f., *Cissus gongylodes* Burch., *C. quadrangularis* L., *C. rotundifolia* Valh., *Euphorbia regis Jubae* Web. et Berth., *E. balsamifera* Ait., *E. Tirucalli* L., *E. Schimperi* Presl, ferner *E. anacantha* Ait., *E. globosa* Sims, *E. ornithopus* Jacq., *E. moloformis* Ait. und *E. mammillaris* L.

In der Gattung *Opuntia* unterscheidet Verf. vier biologische Typen: *O. fruticosus, O. columnaris, O. articulatus, O. cladodicus* — und in jedem drei Arten von agamen Fortpflanzungskörpern:

1. Kurzzweige, fast wehrlos, sehr hinfällig, welche bei der geringsten Erschütterung abfallen und fern vom Mutterstamme keimen;
2. Planoblastiden, rund oder elliptisch, bewehrt oder wehrlos, welche von Natur aus abfallen oder sich an Tiere anhängen;
3. Früchte, welche leer bleiben und Knospen geben.

Dann wird die Verbreitung durch Wasser, Wind und Tiere besprochen. Als besonders belehrend in dieser Beziehung erscheint *Opuntia Salmiana*.

Digitized by Google

129. The Dissemination of seeds by natural means in: Agric. Bull. Straits and Federated. Malay States, I (1902), p. 153—156. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 5.

Die Samen von *Palaquium* sind zu 1 oder 2, selten 3 oder 4 zusammen in einer weichen essbaren Masse, welche von Vögeln und namentlich von Fledermäusen verzehrt werden. Verf. glaubt, dass die letzteren die Hauptverbreiter derselben sind. Ob diese die Samen verschlucken und dann entleeren, oder sie in anderer Weise vertragen, ist nicht entschieden.

Die Frucht von *Urceola* ist ein aufspringender wolliger Follikel, welcher zahlreiche Samen enthält. Die Seidenhaare an den Samen machen ihn zur Verbreitung durch den Wind tauglich.

Die Samen von *Willoughbeia* sind in einer essbaren Masse eingebettet, und ihre Verbreitung wird hauptsächlich von Tieren besorgt. Infolge der Form der Frucht vermag sie beim Abfallen ein Stück weit wegzurollen.

Die geflügelten Früchte von *Dipterocarpus* fallen nach Art eines Federballs mit einer langsam kreisenden Bewegung ab und legen oft beträchtliche Distanzen zurück. Durch das Bersten der Kapseln werden die Samen von *Hevea brasiliensis* 15 bis 20 Schritte weit vom elterlichen Baum entfernt.

180. **Tischler, G.** Die Berberidaceen und Podophyllaceen. Versuch einer morphologisch-biologischen Monographie in: Engl. Bot. J., XXXI (1902), p. 727, Fig. — Sep.: Leipzig, W. Engelmann, 1902, 8°, 186 p. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 668.

Die blüten-biologischen Fragen werden ausschliesslich nach der Literatur behandelt.

181. **Toumey, J. W.** A study in plant adaptation in: Popular Science Monthly, LXI (1902), p. 488ff., Fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 611.

Beschreibung der wichtigsten Anpassungen der *Cactus*-Arten und anderer Charakterpflanzen der trockenen Gebiete des westlichen Amerika: Schutz vor Austrocknung, gegen tierische Angriffe und Vorrichtungen zur vegetativen Verbreitung mit Hilfe von Stammablegern usw.

182. **Tschermak, Erich.** Über den Einfluss der Bestäubung auf die Ausbildung der Fruchthüllen: Ber. D. bot. Ges., XX (1902), p. 7—16, Taf. II. — Extr.: Bot. Centralbl., LXXXIX, p. 417.

Verf. wollte feststellen, ob in einzelnen Fällen bezüglich der Fruchtentwickelung wahrnehmbare Unterschiede bei Autogamie, Geitonogamie oder isomorpher resp. heteromorpher Xenogamie bestehen und experimentierte mit *Cheiranthus cheiri*. In den meisten Fällen erzielte er durch das nachträgliche Auftragen fremden Pollens auf nicht kastrierte Blüten eine Förderung der Schoten- und Samenentwickelung.

183. **Tschermak, Erich.** Über Korrelation zwischen vegetativen und sexualen Merkmalen an Erbsenmischlingen. Vorläufige Mitteilung in: Ber. Deutsch. bot. Ges., XX (1902), p. 17—21. — Extr.: Botan. Centralbl., LXXXIX, p. 419.

Um zu erforschen, ob eine Korrelation oder subordinierte Verkoppelung gewisser vegetativer Merkmale eines Individuums und gewisser Merkmale seiner Sexualprodukte besteht, experimentierte Verf. mit rotblütigen schwachrunzeligsamigen *Pisum arvense* und weissblütigen glattsamigen *Pisum sativum*.

Er kommt zum Schlusse, es müssen die Eizellen der Mischlinge (*arvense* × *sativum*) erster Generation ebenso jene des fremdbestäubten typischen

Digitized by Google

P. arvense in Korrelation mit der roten Blütenfarbe durchwegs zur Produktion runzelige Samen disponiert sein.

184. **Tyler, F. J.** Geophilous plants of Ohio in: Ohio U. S. Naturalist. I (1900), p. 21—24 (I.), p. 182—188 (II.).

185. **Ulrich, C.** Die Bestäubung und Befruchtung des Roggens. Inaug.-Dissert. Halle a. S., 1902, 8°. — Extr.: Bot. Centralbl., Bd. XCII, p. 198.

Verf. beschreibt die Methodik der Untersuchung und betont, dass er auch verschiedene Sorten bei derselben berücksichtigt habe. Aus allem geht hervor:

Die einzelne Roggenblüte ist selbststeril; die einzelnen Ähren ebenso in noch höherem Grade; Blüten aus verschiedenen Ähren einer Pflanze ergeben bei der Bestäubung untereinander Fruchtansatz, der meist geringer ist, aber doch auch dem normalen gleichkommen kann. Die Fruchtbarkeit wird übrigens durch die Sortenangehörigkeit, die Individualität, die Isolierungsmethode und wahrscheinlich auch durch das Klima beeinflusst, abgesehen von der Blütenstellung in einer Ähre oder auf einer Pflanze.

186. **Vogler, P.** Über die Verbreitungsmittel der Schweizer Alpenblumen in: Verh. 84. Jahresvers. Schweiz. naturforsch. Ges., 1902. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 84.

187. **Vogler, Paul.** Über die Variationskurven von *Primula farinosa* L. in: Vierteljahrsschr. naturforsch. Ges. Zürich, XLVI (1902), p. 264—274. — Extr.: Bot. Centralbl., LXXXIX, p. 262.

Verf. untersuchte 5800 Exemplare von *Primula farinosa* L. von 17 verschiedenen Standorten des schweizerischen Mittellandes und der Alpen auf die Zahl der Doldenstrahlen. Die verschiedenen Standorte ergeben verschiedene, meist mehrgipfelige Kurven und zwar die Alpinen in der Hauptsache solche mit Gipfeln auf 8 und 5, die des Mittellandes solche mit Gipfeln auf 8 und 10, während Ludwig für manchen Gipfel auf 10, 13 und 21 fand. Die Gipfel liegen auf den Haupt- und Nebenzahlen der Fibonacci-Reihe; ihre Lage und Frequenz ist für die Art nicht charakteristisch, namentlich drücken ungünstige klimatische Verhältnisse die Frequenz der reichstrahligen Dolden herab.

Aus fünf verschiedenen Kurven aus dem Einsiedler Moor und zwei verschiedenen aus dem Formazza-Tal ergibt sich, dass auch an einem und demselben Standorte trotz der gleichen klimatischen Verhältnisse die Standsortsansprüche verschieden sind. Im allgemeinen gilt, dass man auf feuchten Standorten mehr reichstrahlige Dolden findet.

Im Anschluss an diese Zählungen suchte Verf. auch das Zahlenverhältnis zwischen lang- und kurzgriffeligen Blüten bei *Primula farinosa* zu vermitteln. Von 2689 Dolden waren 1866 = 51,8 % langgriffelig und 1278 = 48,2 % kurzgriffelig. Nimmt man an, dass sämtliche Blüten einer Dolde gleichgriffelig sind, so ergibt sich für 19642 Blüten eine Zahl von 10772 = 52,8 % langgriffelige und 9870 = 47,7 % kurzgriffelige. Es zeigt sich somit durchaus ein schwaches Überwiegen der langgriffeligen Formen; dasselbe wurde auch an den einzelnen Standorten innegehalten.

188. **Vogler, B.** Die Bedeutung der Verbreitungsmittel der Pflanzen in der alpinen Region in: Naturwiss. Wochenschr., XVII (1902), p. 253—255.

Ein Auszug aus des Verf. grosser Arbeit in der Flora.

189. **Weindorfer, G.** On the Fertilisation of Phanerogames I. Dispersion of Pollen by the Wind in: Victorian Natural., XIX (1902), p. 98—101.

Digitized by Google

140. **West, G. H.** The reception of Flowers by unbidden Guests in: Agric. Students Gaz., n. ser. X (1902), p. 180—188.

141. **Wheeler, Wm. Morton.** „Natural History", „Oecology" or „Ethology"? in: Science, New Ser., XV (1902), p. 971—976.

142. **Wiesner, J.** Biologie der Pflanzen etc. 2. vermehrte und verbesserte Auflage. Wien, Hölder 1902, 8°, 340 pp., 78 Fig. und 1 Karte. — Extr.: Bot. C, LXXXIX, p. 178.

Die einschlägigen Gebiete erscheinen gegen die 1. Auflage nur wenig geändert.

143. **Wilcox, E. Mead.** Valvular Torsion as a Means of Seeddispersal in *Ricinus* (Meet. Bot. Central States) in: Science, New Serie, XV (1902), p. 456ff.

144. **Wilson, Alex. S.** Vegetable Mimicry and Homomorphism in: Knowledge, XXV (1902), p. 27—29, 76—77, 127—129, 171—178, 285—287, Fig.

Bringt eine grosse Anzahl von Beispielen für Mimicry und Homomorphismus zwischen Pflanzen und Pflanzen einerseits und Pflanzen und Tieren anderseits.

145. **Yapp, R. H.** Two Malayan myrmecophilous Ferns *Polypodium (Lecanopteris) carnosum* Blume and *Polypodium sinuosum* Wall. in: Ann. of Bot., XVI (1902), p. 185—231, Taf. X, XI, XII. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 468.

Diese beiden epiphytischen Farne sind mit Rhizomen versehen, welche von einem komplizierten Kanalsystem durchzogen sind, das in seinen Höhlungen von Ameisen bewohnt wird. Ursprünglich mögen dieselben Wasser ansammelndes Gewebe gewesen sein, ehe die dünnwandigen Zellen durchbrochen wurden und die Gänge mit der Aussenwelt in Verbindung getreten sind. Die Ameisen werden als wahrscheinliche Raumparasiten, die Gallerien als Lüftungssystem dargestellt. Im ursprünglichen Aufbau sind die Rhizome beider Arten etwas verschieden.

146. **Zimmermann, A.** Über die extranuptialen Nektarien einiger *Fagraea*-Arten in: Ann. jard. Buitenzorg, 2. Serie, III (1901), p. 1—7, Fig.

Verf. beschreibt den histologischen Aufbau der extranuptialen Nektarien von *Fagraea litoralis* Bl. Dieselben liegen zu zweien an der Basis des Blattstieles und zu etwa 10—15 unregelmässig verteilt auf der Blattfläche, wo sie an jungen Blättern sofort durch die dunklere Färbung in die Augen fallen. Ein Teil mündet an der Blattober-, ein anderer an der Blattunterseite. Ausserdem befinden sich noch zahlreiche am Kelche. Ähnlich verhalten sich dieselben bei *F. monantha* Miq. und *F. crassifolia* Bl. Die Nektarien von *F. lanceolata* sind durch besondere Grösse ausgezeichnet. Sie haben das Aussehen von Gallen, da die Blattoberfläche an der Oberseite stark vorgewölbt ist und die Dicke des Blattes ungefähr doppelt so gross ist, wie die umgebende Blattfläche. An der Blattstielbasis kommen bei dieser Art keine Nektarien vor. Bei *F. imperalis* Miq. befinden sich auf der Blattfläche relativ kleine Nektarien, etwas grösser sind die am Stengel unterhalb der umgeschlagenen Nebenblätter sich befindlichen. Ziemlich zahlreiche, aber sehr kleine Nektarien finden sich auf der Blattfläche von *F. peregrina* Bl. dicht am Hauptnerv, bei einer anderen *F.* aus Bangka (nicht determiniert) findet sich nur an der Basis des Blattstieles jederseits je ein Nectarium. Bei *F. elliptica* Roxb. befinden sich an dem gleichen Orte je 3—4 Nektarien von sehr geringer Grösse. Nektarienlos ist *F. fragrans* Roxb. und *F. racemosa* Jack.

Digitized by Google

Die biologische Bedeutung besteht in der Ausscheidung einer zuckerhaltigen Flüssigkeit, welche an abgeschnittenen ins Wasser gestellten Zweigen bei jungen Blättern nur an der Oberseite, bei älteren aber an beiden Seiten des Blattes auf den Nektarien in Tropfen sichtbar wird. Bei feuchter Witterung kann man auch leicht an der Pflanze selbst die Nektarausscheidung wahrnehmen und sich davon überzeugen, dass die Nektarien von Ameisen aufgesucht werden.

147. **Zodda, G.** I fiori e le mosche. Studio autobiologico in: Atti e Rendic. Accad. sc. Acireale, VIII (1900), (No. 4) 84 p.

Zunächst hebt Verf. die Verdienste des Sizilianers Filippo Arena für die Blütenbiologie hervor („Della natura e coltura dei fiori fisicamente esposte". Palermo 1767), welche er mit jenen Kölreuters (1761) und Sprengels (1798) vergleicht; nur Solms gedenkt seiner anerkennend (Bot. Zeitg., 1897, p. 118). Dann geht er auf das Thema selbst ein. Erst Allgemeines über die Dipteren, darauf bespricht er die offenen Blumen. Hierbei unterscheidet er Blumen mit tatsächlich verborgenem Nektar („Tipo cloranto, melananto, callipetalo und brachipetalo" z. B. *Alsine, Parietaria*) und Blumen mit mehr oder weniger verborgenem Nektar. Gerade die der ersten Gruppe werden aber von den Dipteren mit Vorliebe besucht; die der letzteren (*Euphorbiaceae, Umbelliferae, Asteraceae*) nur gelegentlich; auf ihnen finden sich Apiden und Lepidopteren ein. Besonders bedeutungsvoll wird es, wenn idiopathische Gerüche mit livider Färbung sich vereinigen *(Periploca graeca, Cynanchum acutum, Ruscus aculeatus, R. hypoglossus* und namentlich *Parietaria officinalis*. Von Blumeneinrichtungen mit Kerker studierte er *Aristolochia rotunda, Arum italicum* und *A. dracunculus*, von solchen mit Zufluchtsstätten *Aspidistra lurida, Arisarum vulgare* und *Ficus carica*.

Ein weiterer Typus sind die „Apparecchi per ambulatorii" (tipo passiflorino, nigellino, eliantino), in welchen die Apiden und Lepidoptera in erster Linie, die Dipteren in zweiter Linie auftreten (Syrphiden). Die „apparecchi prensili" mit dem „tipo borragineo" und „verbascino" schliessen die Diptera in der Regel aus; doch sah Verf. Syrphiden an *Tradescantia, Zanonia* Pollen sammeln und an den Haaren der Staubblätter; ebenso an *Solanum nigrum* und *S. tuberosum*.

Als neu will der Verf. die „Apparecchi tubati" aufstellen, in denen er die *Convolvulaceae* und einige *Cucurbitaceae* vereinigt. Die Blumen sind aufrecht, gerade oder hängend; die gamopetale Korolle besitzt eine kurze Röhre, die sich allmählich in eine ausgebreitete Krone erweitert. Antheren und Narben sind wenig vorragend, aber auch nicht eingeschlossen; sie erreichen den Rand der Krone. Der Pollen ist massenhaft, körnig, leicht beweglich; die Nektarien liegen am Grunde der Röhre. Am Grunde der Staubfäden finden sich zahlreiche Haare, welche das Eindringen der Insekten verhindern, doch dem Rüssel der Apiden, Lepidopteren und Dipteren den Durchtritt gestatten. Als Beispiele werden genannt: *Momordica involucrata* E. Mey und *M. charantia, Ipomoea* und *Convolvulus, Luffa aegyptiaca, Thladiantha dubia, Cucumis sativus* und *C. Melo, Ecballion elaterium, Cucurbita Pepo, C. maxima, Sicyos bryoniaefolia* und *Sicyosperma gracile*. Die Besucher sind bei den grossblumigen Nachtblumen Sphingiden, bei den Tagblumen Apiden und langrüsselige Fliegen; bei den kleinblumigen auch Schmetterlinge. Der „typo campaniforme" wird von Bienen, Volucellen, Eristalis und verwandten Fliegen besucht (*Campanula dichotoma*); der „typo digitaliforme" ist diesen verschlossen;

Digitized by Google

nur Rhingia rostrata vermag *Iris pseudacorus* auszubeuten. Der „tipo daturino" ist für die Dipteren ausgeschlossen.

„Apparecchi labiati." Diese enthalten die meisten melitto- und psychophilen Arten. Sowohl der „tipo eschinantino" mit *Canna* als auch der „tipo violaceo" sind den Dipteren verschlossen; von „tipo labiato" vermögen nur die langrüsseligen den Nektar auszubeuten.

Bei der „Apparecchi papilionacei" unterscheidet Verf. die Gruppe der Arten mit verborgenen (= Cryptandra) von jenen der mit freien Staubgefässen (= Gymnandra). Die erstere Gruppe wird von Dipteren nur wenig besucht und keineswegs um des Pollens willen, wie die verkehrte Körperlage in den Blumen von *Genista tinctoria, G. scorpius, Desmodium brachycarpum, Ulex europaeus* und *Spartium junceum* ergeben hat. Die zweite Gruppe enthält solche mit Nektar (tipo rhododendrino) und solche ohne Nektar (tipo melastomaceo, z. B. *Cassia*-Arten). Die „tipi gymnandri" und „rhododendrini" lassen Dipterenbesuch zu, so: *Ocymum basilicum, O. graveolens, Acrocephalus ciliatus, Echium arenarium, E. pustulatum, Hemerocallis flava, Amaryllis reginae, Belladonna* und einige *Cleome*-Arten: *C. arborea, C. fugax, C. spinosa, C. candelabrum;* bei andern Arten, wie *Delphinium, Cuphea, Tropaeolum, Echium plantagineum* aber werden sie durch die Blüteneinrichtung abgehalten.

Andere Blüteneinrichtungen konnte Verf. nicht beobachten.

Die Bedeutung der Dipteren für die Staurogamie präzisiert Verf. dahin, dass sie den Hymenopteren allerdings bei weitem nachstehen, da sie in komplizierten Blüten nicht imstande sind, den Nektar auszubeuten. Bedingungen hierfür sind horizontale oder fast horizontale Stellung der Blüten und offener Nektar. Versuche zur Ausbeutung werden nie gemacht. Pollen wird nur bei mangelndem Nektar gewonnen. Die Besuche sind meist erfolgreich für die Bestäubung; nur das Hinsitzen auf den Blättern vermindert den Erfolg — den Hymenopteren gegenüber. Kleine Fliegen wie Culex usw. beuten den Nektar aus, ohne den Pollen zu berühren. In Fallen und Zufluchtsstätten bewirken sie stets Staurogamie. Manchmal setzen sie die Tätigkeit anderer Insekten fort oder ergänzen sie. So beobachtete Verf. bei *Manihot janipha*: Anfangs Juni besuchten zahlreiche Bienen, Syrphiden und Musciden tagsüber die Blüten. Ende Juli und anfangs August, als die Hitze auf ca. 30° C. stieg, fanden sich vor Sonnenaufgang zahllose Apiden ein; mit dem Aufsteigen der Sonne verloren sich diese und Dipteren setzten bis abends den Besuch fort, doch nur an horizontalen und etwas hängenden Blumen. Gegen Abend kehrten die Bienen wieder und führten Staurogamie bei dieser Art wie der nahe daranstehenden *Calliandra portoricensis* durch.

Am Schlusse verzeichnet Verf. ca. 300 Fliegenarten aus der Gegend von Messina (darunter mehrere neue für Sizilien; fast alle sind für blütenbiologische Beobachtungen neu, mit * bezeichnet), und gibt von jeder Art an, in welcher der vorgenannten Blüteneinrichtung sie getroffen wurde. In Anmerkungen wird folgendes verzeichnet:

Cecidomyia Lichtensteinii F. nur in *Aristolochia rotunda;*

Culex elegans F. einmal auf den Blumenblättern von *Urginea scilla;*

Psychoda phalaenoides L. und Pericoma tristis Mg. nur auf *Parietaria;*

Tipula oleracea L. gemein ebenda und auf Euphorbiaceen;

Chrysomyia formosa Scop. und Sargus cuprarius L. auch auf dem Rande der Spatha von *Dracunculus;*

S. nubeculosus Zett., häufig auf *Periploca graeca* L.;

Digitized by Google

Haematopoda pluvialis L. nur auf Umbelliferen beobachtet;
Sarcophaga carnaria L. auf der Spatha von *Dracunculus*, ohne einzudringen;
Mesembrina meridiana L. Auf der Spatha von *Dracunculus*;
Lispa tentaculata DG. öfters auf *Samolus Valerandi*;
Sapromyza quadripunctata L. und S. longiseta Löw liebt Blumen mit Uringeruch.
Phora pulicaria Fall. Besucht *Stapelia* und *Arisarum vulgare*.

B. Arbeiten über Pflanzengallen und deren Erzeuger.

(Cecidozoen und Zoocecidien.)

Disposition.

Allgemeines über Gallen No. 88, 84 (Morphologie), 41 (Kritik), 42 (Hilfsbuch), 46 (Schädlinge), 54 (neue), 74, 94 (Kritik), 102 (Obstschädlich), 105, 107 (Anatomie), 109 (Schädlich), 128 (Vergrünung), 128 (Zuckerrohrbohrer), 152 (Pathologie und Teratologie), 159 (Weissährigkeit), 168, 169 (Insekten), 198 (Historischer Überblick), 196 (Nomenklatur), 208 (Blattstellung der Triebspitzengallen), 210 (Übersicht).
Procecidien No. 145.

Sammelberichte als Beitrag zur Kenntnis der geographischen Verbreitung der Gallenbildner.

Abbiate No. 87.
Algier No. 86.
Avellino No. 14.
Balkanhalbinsel No. 167.
Belgien No. 187.
Buitenzorg No. 108.
Bulgarien No. 115.
Corsica No. 88, 87.
Estrella No. 178.
Europa No. 110.
Frankreich No. 84, 144.
Grünberg No. 81.
Italien No. 22, 198.
Kanaren No. 166.
Kleinasien No. 85.
Nahegebiet No. 70.
Niederlande No. 187, 168.
Orient No. 165.
Portugal No. 182, 190.
Province No. 71.
Sardinien No. 19.
Sizilien No. 49.
Siena No. 176.
Spanien No. 194.
Südamerika No. 192.
Toskana No. 21.
Vallombrosa No. 18, 20.
Valtellin No. 36.
Wien No. 181.

Sammlungen No. 199.
Biologisches.
Parasitismus der Gallen.
Anatomie der Gallen No. 107, 125.
Gallerzeuger verschiedener Klassen und Ordnungen:
Coleopteren No. 40 (Longuedoc), 58 (Sizilien), 72 (Apion), 78 (Marseille), 104, 171 (Ceuthorrhynchus), 177 (Portugal), 205 (Ampeloglypter).

Digitized by Google

Hymenopteren.

Tenthridiniden.

Cynipiden No. 1 (Smirnagalle), 6 (Cyn. Kollari), 15 (Callirhytis), 39 (Katalog), 76 (Jowa), 98 (neu), 95 (Aulax), 96 (neu), 99 (Synergus), 100 (Andricus), 121, 122 (Kritik), 186 (Biologie), 185 (Aulacus), 189 Geschichtlich).

Pteromalidae No. 164 (neu).

Lepidopteren No. 26 (Mompha), 27 (Stagmatophora), 28 (Conchylis), 173 (Microlepidopt.).

Dipteren:

Cecidomyiden No. 23 (Diplosis), 68 (Rhabdophaga), 91 (Katalog), 98, 106 (neu), 118 (Oreolia n. g.), 126 (auf Cattleya), 188 (Hormomyia fagi), 172 (Oligotrophus), 179, 180 (neu), 186 (Vaccinium).

Musciden No. 148 (Phytomyza auf Jasione), 206 (Chlorops).

Neuropteren No. 145 (Procecidium).

Hemipteren No. 50 (an Codiaeum), 78 (Marseille).

Psylliden.

Aphiden No. 88 (an *Ribes*).

Chermes No. 24, 25, 88, 97.

Blutlaus No. 160, 162, 168, 188, 184, 247.

Cocciden No. 55 (an *Pittospermum*).

Phylloxera No. 2 (Zürich), 8 (Mittel), 7 (Österreich), 8, 9 (Mittel), 10 (Tirol), 11, 18, 32, 48, 47, 48, 58 (Mittel), 59 (Zürich), 60 (Elsass-Lothringen), 61 (Champagne), 62 (Deutschland), 63, 64, 65 (Mittel), 66 (Waadt), 67 (Mittel), 69 (Biologie), 77, 78 (Mittel), 79 (Ticino), 108 (Österreich), 118 (Tirol), 114 (Bulgarien), 119 (Elsass-Lothringen), 120, 127, 129, 130, 140, 141 (Mittel), 146—150 (Tirol), 158 (Mittel), 154 (Unterfranken), 156, 157 (Mittel), 161 (Rheinpreussen), 170 (Mittel), 212 (Elsass-Lothringen).

Thysanoptera No. 110 (*Heliothrips*), 112 (Gallen), 158 (*Physopus*), 100 (*Thrips*), 211 (Gallen).

Acariden No. 79b (*Bryobia*), 80 (*Tetranychus*), 89 (Weinblattmilbe), 116 (*Tarsonemus*), 181 (an *Quercus*), 195 (an *Oxalis*).

Phytopten No 4 (*E. pyri*), 29 (an Wein), 50 (an *Corylus*), 90 (Notiz), 111 (an Wein), 125 (Anatomie), 182, 188 (neu), 184 (*E. gymnoproctus* n.), 155 (an *Artemisia*), 174 (*Erineum*), 188 (an *Tamarix*), 208 (an *Ribes*).

Vermes No. 5 (Thee), 12 (Reis), 17 (an *Corylus*), 44 (an *Musa*), 45 (an *Corylus* und *Vitis*), 57 (an Kaffee), 117 (an *Kochleria*), 124 (an *Hypnum*), 185 (an *Vitis*), 189 (an Freilandpflanzen), 142 (an *Cyclamen*), 151 (an Bananen), 175 (an Rüben), 191 (an *Datisca*), 197 (Biologie), 201 (an Rüben), 204, 209 (Biologie).

Gallen unbekannten Ursprungs.

Bisher unbekannte Gallen sind beschrieben.

Berichtigung falscher Angaben No. 74, 94.

Gallen auf einzelnen Pflanzenarten wurden beschrieben aus den Gattungen resp. Familien:

Digitized by Google

Amarantus No. 81.	Lycium No. 81.
Atriplex No. 52.	Pistacia No. 51.
Cistus No. 35, 202.	Quercus No. 81, 56.
Ephedra No. 81.	Rhamnus No. 75.
Ficus No. 82.	Salix No. 16.
Fraxinus No. 187.	Scrophularia No. 92.
Lepidium No. 35.	Urospermum No. 35.

1. **A. D.** Raccolta ed esportazione delle noci di galla a Smirne in: Boll. della Camera ital. di Commercio in Smirna, II (1902), p. 654—656; Boll. affic Minist. agricult, industria e commercio Nuova, ser. II (1902), p. 2254—2255. — Reimpr.: Marcellia, I, p. 185.

Der Hauptmarkt der Galläpfel ist Aleppo, wo man alle Gallen von Hochanatolien antrifft. Man unterscheidet daselbst drei Sorten derselben: schwarze, grüne und weisse. Die beiden ersten dienen zur Bereitung von Farben, die letzte zur Bereitung der tierischen Häute unter dem Namen Marocchini. Die schwarzen Gallen sind die besten; obwohl sie viel kleiner sind, als die anderen, sind sie viel härter, viel schwerer und besitzen mehr Vorsprünge. Im Innern sind sie in der Mitte gelb, im Innersten weiss. Im Zentrum liegt ein leerer Raum, mit einer rötlichen Membran bekleidet. Die grünen Gallen, besser die gelblichgrünen, sind weniger schwer als die schwarzen und besitzen nur wenige Vorsprünge. Die weissen resp. grünlich-weissen sind die grössten, doch weniger schwer als die beiden anderen Sorten.

Vor kurzer Zeit noch wurden die Gallen von Mossal und Aleppo nach Smyrna überführt, und von dort aus an die Konsumenten verschickt. Gegenwärtig schickt man sie direkt vom Produktsplatze zu den Konsumenten.

In Smyrna findet man alle drei Arten Aleppo-Gallen, doch sind sie minderwertiger als an den beiden Arten und als jene von Trapezunt. Die Gallen von Griechenland sind noch minderwertiger; sie werden nach Deutschland geliefert. Die mindeste Sorte von allen diesen produziert Frankreich.

In Smyrna verkauft man 1,282 kg (= 1 Oca) für 400 Drachmen, (1 Piaster = 22 centesimi). Die schwarzen Gallen werden nach England und Amerika ausgeführt; Deutschland erhält die gesamte Ernte der weissen und grünen.

Die Ausfuhr von heimischen Gallen in Italien ist fast gleich Null; Frankreich kauft nur wenige derselben, es zieht jene von Mossul und Bagdad vor, wo die Produktion doppelt so gross ist als in Italien.

In den Jahren 1901—1902 stieg die Ausbeute in Smyrna auf 850 bis 1000 Oche, und zwar schwarze 70000, weisse und grüne 250000, kleine und Abfall 80000 Oche. Zu diesen kommt noch ein Rest aus 1900—1901 von 180—200000 Oche, so dass die verfügbare Masse ca. 550000 Oche beträgt. Momentan ist der Bedarf bei 500000, so dass 40—50000 Oche noch verfügbar sind.

In den Jahren 1899 und 1900 betrug die Ausfuhr der Gallen im Hafen von Smyrna in Kilogrammen und Piastern:

Digitized by Google

nach	1899		1900	
	kg	Piaster	kg	Piaster
Österreich	8898	19635	32980	186158
Frankreich	14496	85769	18869	58108
Deutschland	47499	119666	409619	2050188
Italien	604	2612	8609	84468
England	4186	9481	154919	697185
Holland	2008	6186	16611	52764
Griechenland	—	—	227	908
Bulgarien	—	—	1271	5084
Russland	—	—	198	502
	77186	198249	643288	3085655

2. **Alder, J.** Bericht des kantonalen züricherischen Rebbau-Kommissärs über das Auftreten der Reblaus im Jahre 1900 und die Bekämpfung derselben. (Zürich), 1901, 8°, 25 pg. — Extr.: Jahresber. Pflanzenkrankh., IV, p. 177.

3. **Audebert, O.** Un nouveau mode d'emploi du sulfure de carbone contre le Phylloxera in: Journ. agric. pract., LXV (1901), p. 96—98, 119—121. — Extr. Jahresber. f. Pflanzenkrankh., IV, p. 176 ff.

4. **Banks, N.** Principal Insects liable to be distributed on Nursery Stock in: Bull. U. St. Depart. Agric. Entom. N. S., No. 34 (1902), 46 pg.

Behandelt auch Eriophyes pyri.

5. **Barber, C. A.** A tea-eelworm disease in South-India in: Bull. Dept. Land Rec. and Agric., Madras Agric. Branch, II (1902), No. 45, p. 227—284.

Behandelt den von Heterodera radicicola auf Teepflanzen in Indien angerichteten Schaden.

6. **Beijerinck, M. W.** Über die sexuelle Generation von Cynips Kollari in: Marcellia, I (1902), p. 13—20.

Enthält die Darlegung, dass und wie Verf. zur Ansicht gekommen ist: Andricus circulans ist die sexuelle Form von Cynips Kollari; weiter glaubt er, es dürfte Andricus burgundus die sexuelle Form von Cynips tinctoria var. nostras sein.

7. Bericht des königl. Ackerbauministeriums über die Verbreitung der Reblaus (Phylloxera vastatrix) in Österreich im Jahre 1900, sowie über die Massregeln, welche behufs Wiederherstellung des Weinbaues getroffen wurden und die Erfahrungen, die sich hierbei ergaben, nebst Verordnungen und Erlässen des Jahres 1900, betreffend die Reblaus. Wien, 1901, 8°, 151 pg.

8. **Bioletti, F. F.** La Phylloxera of the vine in: Bull. No. 131, University of California coll. of Agric. Sacramento, 1901, 8°, 16 p.

Eine namentlich auf französische Erfahrungen gestützte Beschreibung von Phylloxera vastatrix und ihrer Bekämpfung.

9. **Blunno, M.** Phylloxera resistent Stocks in: Agric. Gaz. New South Wales, XII (1901), p. 1554—1562, Taf.

10. **Boscarolli, F.** Die Reblaus in Tirol. Bericht der Reblaus-Bezirkskommission für Meran über die Vernichtung der Reblausherde in Obermais in: Weinlaube, XXXV (1902), p. 128—124.

Digitized by Google

11. **Boschiero, F.** Desinfezione delle piante per prevenire le infezioni fillosseriche in: Bull. entom. agrar., VIII (1901), p. 87—88.

Hinweis auf Versuche von Dannesi, welche lehrten, dass Weinreben in Wasser von 58° C. kurze Zeit eingetaucht, nicht Schaden leiden.

12. **Breda de Haan, J. van.** Een Aaltjes-ziekte der Ryst „omo mentèk" of „omo bombang" Voorloopig Rapport. (Eine Nematodenkrankheit der Reispflanze) in: Meddel Lands Plantentuin Buitenzorg, No. 58 (1902), 65 pg.

Verf. fasst die Resultate seiner Untersuchungen folgendermassen zusammen:

Unter dem allgemeinen Namen „omo mentèk" oder „omo bambang" herrscht auf Java in manchen Gegenden eine Krankheit der Reispflanze.

Die Ursache dieser Krankheit besteht in dem Auftreten des Reisälchens, Tylenchus oryzae in den Wurzeln und unterirdischen Teilen der Reispflanze.

Die Folgen vom Auftreten der Reisälchen offenbaren sich in den Blättern durch ein abnormal schnelles Vertrocknen, wobei dieselben eine eigenartige rotgelbe Färbung annehmen.

Die kranken Wurzeln verlieren ihre Lufträume durch Zusammenfallen der Bastbündel, werden in- und auswendig braun und verrotten darauf durch sekundär auftretende Organismen.

Eine teilweise Verstopfung der Gefässe im unteren Teile des Stengels ist meist damit verbunden.

Die Fruchtbildung bei solchen kranken Pflanzen kann ganz oder teilweise ausbleiben, und es wird der Fruchthalm in seinem Längenwachstum gehindert.

Die verschiedenen auf Reisfeldern kultivierten Reisvarietäten können befallen werden, sowohl gendjah- als dalem-Varietäten.

Bei von „omo mentèk" befallenen Pflanzen wird meist ein starkes Auftreten von Blattschimmel und von verschiedenen Streifen bemerkt.

Die von „omo mentèk" befallenen Felder können eine totale Missernte liefern oder manchmal eine Verminderung der Produktion in grösserem oder geringerem Grade.

Der „omo mentèk" ist übertragbar; die Ursache liegt im Boden und wird bei der Bearbeitung und dem Bepflanzen der Reisfelder und durch das Bewässerungswasser verbreitet.

Der „omo mentèk" wird nicht durch die Saat mitgebracht.

Durch direkte und indirekte Bekämpfungsmassregeln kann man dem „omo mentèk" entgegentreten.

Die indirekten Bekämpfungsmassregeln bezwecken, der Reispflanze eine stärkere und bessere Bewurzelung zu geben und die Auswahl von Reisvarietäten, welche durch ihr Wachstum und ihre Entwickelung den Folgen des „omo mentèk" besser standhalten.

Die direkten Bekämpfungsmassregeln bezwecken eine Zerstörung der Krankheitsursache durch das Töten der Reisälchen.

Desinfektion des Bodens durch chemische Mittel ist in diesem Falle nicht anzuwenden.

Durch angemessene Kulturmassregeln sind die Bedingungen für das Fortbestehen des Reisälchens in der Weise zu beeinflussen, dass dieses zum Schlusse zugrunde gehen muss im Kampfe ums Dasein.

Digitized by Google

Für manche Gegenden von Java bringt der „omo mentèk", wenn er dort auftritt, eine fortdauernde Quelle von Missernten mit sich.

Eine Ausbreitung des „omo mentèk" ist bei ungünstiger Konstellation der Umstände stets zu fürchten.

Durch besondere Massregeln soll es möglich sein, diese Krankheit auf enge Grenzen zu beschränken und das Auftreten in verschiedenen Gegenden zum Verschwinden zu bringen. H. Handel-Mazzetti (Wien).

13. **Buhl, F.** Was können wir für die Reblausbekämpfung im deutschen Reiche aus den neuesten Erfahrungen im französischen Seuchengebiete lernen (Vortrag) in: Weinbau und Weinhandel, XX (1902), p. 889; Wochenbl. landwirtschaftl. Ver. Baden, 1902, p. 815—817; Zeitschr. landwirtschaftl. Ver. Hessen, 1902, p. 885—887.

14. **Calabrese-Milani, A.** Contributo alla Cecidiologia della flora avellinese in: Boll. soc. natural. Napoli, XVI (1902), p. 28—82, tav. I—IV. — Extr.: Marcellia, II, p. XXIII.

Bringt zunächst eine Übersicht über die Entwickelung und den Bau der Zoocecidien im allgemeinen nach eigenen Beobachtungen und der einschlägigen italienischen Literatur. Seite 40—41 wird auf Grund des anatomischen Baues folgende Einteilung gegeben:

I. Gallen mit hartem, schwammigem Parenchym oder vollständige Gallen.
II. Gallen aus hartem Parenchym.
III. Gallen aus schwammigem Parenchym.
IV. Gallen aus zelligem Parenchym.
V. Vollständig zellige Gallen.

Auf Seite 41 wird die Chemie behandelt. Es wurde Stärke, ferner im zentralen Teil Eiweiss, in der Nährzone Öle und in den äusseren Gewebepartien Albuminoide und Tannin nachgewiesen.

Den Hauptteil der Arbeit bildet die Aufzählung der beobachteten Gallen in der von Massalongo (Le galle nella flora italica, Verona 1898) gegebenen Anordnung, wobei stets die Literatur angeführt und eine genaue Beschreibung gegeben wird. H. Handel-Mazzetti (Wien).

15. **Cameron, P.** Description of a new species of gall-making Cynipidae-Callirhytis semicarpifoliae n. sp. from the North West Himalaya in: Entomologist, XXXV (1902), p. 88—89.

Aus einer Frucht von *Quercus semicarpifolius* vom Nordwest Himalaya erzogen. Die Galle wird nicht weiter beschrieben.

16. **Camus, E. G.** Note sur une monstruosité d'origine parasitaire du *Salix hippophaeifolia* Thuill. in: Bull. soc. bot. France, 4. sér., II (1902), p. 70 à 71, pl. I.

Beschreibung von Gallen, die an Blättern und Kätzchen der genannten Weide auftreten. Der Baum (an der Seine bei Paris) fällt durch eine blasse Färbung auf. Die Kätzchen stehen zerstreut und sind zum Teil in verschiedener Weise deformiert, mitunter von normalen nur durch geringere Grösse verschieden, meist aber treten in allen Dimensionen stark vergrösserte auf, die sitzende oder fast sitzende Narben und grosse, langgestielte, aber steril bleibende Kapseln tragen. An manchen Ästen stehen an einer gestauchten Achse zahlreiche stark verlängerte Blätter kätzchenförmig gehäuft. Eine dritte Modifikation besteht darin, dass die Zähne bis zu $^1/_3$ der Blattbreite verlängert sind und gleichzeitig die Blätter durch starke Behaarung grau werden. Die Galle wird

Digitized by Google

hervorgerufen durch Cecidomya rosaria und wahrscheinlich auch noch durch andere Insekten. H. Handel-Mazzetti (Wien).

17. **Casali, C.** Un verme del Nucciuolo in: Italia orticola, 1902, p. 13 bis 14.

Heterodera radicicola findet sich auch an *Corylus avellana*.

18. **Cecconi, G.** Quinta contribuzione alla conoscenza delle Galle della foresta di Vallombroso in: Malpighia, XV (1901), p. 261—276. — Extr.: Marcellia I, p. 104.

Die Arbeit enthält 47 Gallen, davon folgende mit neuen Substraten, resp. neu für Italien (*).

Acer opulifolium L. mit Contarinia aceriplicans Kieff. und Perrisia acericrispans Kieff.

A. pseudoplatanus B. mit Cecidomyide (Trotter 1899).

**Beta vulgaris* mit Aphis. Blatthypertrophie.

Erica arborea L. mit Perrisia ericina Fr. Löw.

**Gnaphalium uliginosum* Kalt. mit Pemphigus gnaphalii Kalt.

**Populus tremula* L. mit Harmandia cavernosa Rübs.

Salix incana L. mit Agromyza Schineri Gir., Nematus gallicola Westw. und Perrisia marginemtorquens Winn.

Sedum rubens L. mit Eriophyes destructor Nal.

**Senecio nemorensis* L. mit Contarinia aequalis Kieff.

**Tilia platyphylla* Scop. mit Cecidomyia tiliamvolvens Rübs., Eriophyes tetratrichus Nal. und Oligotrophus Hartigi Liebel.

19. **Cecconi, G.** Zoocecidii della Sardagna raccolti dal Prof. F. Cavara. Seconda contribuzione in: Le stazioni sperimentali agrarie italiane, XXXIV (1901), p. 1029—1044, fig. — Extr.: Marcellia, I, p. 78.

Über den I. Beitrag vgl. Bot. Jahresber., XXIX (1901), II. Abt., p. 581, No. 47.

Aufzählung von 29 Gallen mit Beschreibungen und Literaturhinweise; mehrere sind neu (**), andere von neuen Substraten konstatiert (*).

***Arthrocnemum glaucum* Ung. Cecidomyide. An der Spitze der jungen Zweige eine Anschwellung des letzten Internodiums, von ovaler Form, grün, 6 mm lang, 2,5 mm breit, im Innern eine rotgelbe Larve. Cagliari.

**Atriplex patula* L. Galle von Stephaniella sp. wie bei *A. halimus*. St. Margerita.

***Celsia cretica* L. Aphidengalle(?). Höhlung auf der Blattunterseite, Erhöhung auf der Blattoberseite, gelbrot. Cagliari (bot. Gart.).

**Euphorbia pithyusa* L. Galle von Dasyneura capsulae Kieff. wie bei *E. cyparissias*. Cagliari, Laconi, Sinnai.

***Genista corsica* DC. Cecidomyidengalle (Fig.): Spitze der jungen Zweige hypertrophisch erweitert, eiförmig, 10 mm lang, 4 mm breit, höckerig, mit kurzen Stacheln, gelbgrau, holzig. Im Innern 5 oder 6 Kammern mit je einer gelbroten Larve. Mt. Genargentu.

***Quercus sessiliflora* Sm. Cynipidengalle, ähnlich der von Andricus coriaceus Mayr. Blätter mit linsenförmigen Vorsprüngen beiderseits, etwa 2 mm im Durchmesser, gelblich, getrocknet dunkler. Ober- und Unterseite der Galle zeigen Streifen, welche vom Zentrum ausgehen. Belvi.

**Rosa Seraphini* Viv. Galle von Rhodites Mayri Schlecht. Genargentu.

**Salix amygdalina* L. Galle von Nematus gallicola Westw. Sorgono.

***Urospermum picroides* Destef. Galle von Aulax spec. (Fig.): Längs der krautigen Stengel, Blattstiele und Blütenstiele kugelförmige Anschwellungen, die

Digitized by Google

sich später zu zwei bis drei mitsammen vereinigen. Im Innern der fleischigen Masse kleine, weissliche Larven, welche sich später zu einzelnen Kammern mit harten Wänden ausbilden. Cagliari (bot. Garten).

In der Einleitung notiert Verfasser folgende Gallen, von denen ihm der tierische oder pflanzliche Ursprung unsicher ist.

Asteriscus spinosus Gr. et Godr. Abnorme weisse Behaarung der Pflanze und Einrollung des Blattrandes. Cagliari, bot. Garten.

Cistus monspeliensis L. Verkrümmung und Entfärbung der Blattränder. Sinnai.

Gomphocarpus fruticosus R. Br. Cladomanie und Deformation der Blätter. Cagliari (bot. Garten).

Am Schlusse werden neue Standorte für bereits bekannte Gallen aus Sardinien aufgezählt.

20. **Cecconi, Giac.** Sesta contribuzione alla conoscenza delle Galle della foresta di Vallombrosa in: Malpighia, XVI (1902), p. 841—867, tav. IX. — Extr.: Marcellia, II, p. III.

Verf. verzeichnet 60 Gallensorten; folgende sind neu (**) oder weisen neue * Substrate auf oder sind für Italien neu:

***Abies pectinata* L. mit Eriophyes pini Nal. Taf. 9 Fig. 4. Kätzchen ganz oder teilweise geschlossen, knospenförmig, nicht entwickelt.

***Acer monspessulanum* L. mit Contarinia aceriplicans Kieff.

***Acer pseudoplatanus* L. mit Cecidomyide wie auf *A. campestre* L.

***Calendula arvensis* L. mit Aphis spec. mit Cladomanie und Phyllomanie der Blütenköpfchen. Filiberti.

***Campanula trachelium* L. mit Perrisia n. sp. Taf. 9 Fig. 6. Blattdeformation: Einrollung nach oben, weisse Behaarung; Hypertrophie der Narbe und der Blüten. Masso del Diavolo.

***Corylus avellana* L. Lepidopterocecidium Kieffer. Vallombrosa.

***Crataegus oxyacantha* L. Coleopterocecidium Kieffer. Metalo.

***Dentaria pinnata* L. mit Ceutorrhynchus sulcicollis. Taf. 9 Fig. 1. Stengelanschwellung an den Blattbasen. Paradisino.

***Festuca rubra* var. *heterophylla* Lam. mit Isosoma depressum Fitch.

***Helminthia echioïdes* Gärtn. mit Aphiden. Taf. 9 Fig. 2. Einzelne Blüten im Köpfchen gestielt; dazu Vergrünung und Phyllomanie. Vallombrosa.

***Lotus corniculatus* L. mit Perrisia spec.? Hypertrophie der Blätter, Randschwellung, Vergilbung bis Rötung. Masso del Diavolo.

***Pteris aquilina* L. Acarocecidien Kieffer.

***Quercus cerris* L. mit Contarinia quercina Rübs.

***Q. pseudosuber* Santi mit Andricus coriacus Mayr, ferner mit Cynipide (Kieffer) und Synergus semisulcatus (Kieffer).

***Q. pubescens* Willd. mit Neuroterus lanuginosus Gir.

***Q. sessiliflora* Sm. mit Andricus lucidus var. erinaceus Trott.

***Salix caprea* L. mit Dorytomus taeniatus Fabr. Männliche Kätzchen unregelmässig gekrümmt und gebogen, bleiben unentwickelt.

Desgl. mit *Lepidopterocecidien Kieffer.

***Sambucus ebulus* L. mit Schizomyia nigripes F. Löw.

***Sarothamnus scoparius* Wimm. mit Perrisia n. sp. Taf. 9 Fig. 3. Blattrandverdickung.

***Senecio viscosus* L. mit Aphis: Chlorotische Blätter, Verdickung und Einrollung gegen die Unterseite.

***S. vulgaris* L. mit Contarinia jacobaeae. H. Löw.

Digitized by Google

***Solidago virga aurea* L. mit Aphis spec. Blätter am Rande nach oben eingerollt, chlorotisch, hypertrophisch und abnorm behaart.

***Sonchus oleraceus* L. mit Tephritis formosa Löw. Köpfchen geschlossen bleibend, hypertropisch.

**Trifolium striatum* L. mit Eriophyes plicator trifolii Nal. und *Tychius polylineatus Germ.

**Ulex europaeus* L. mit Eriophyes genistae Nal. Taf. 9 Fig. 5. Stengelanschwellungen an der Spitze. S. Donato.

21. **Cecconi, G.** Contribuzione alla Cecidologia Toscana in: Marcellia, I, 1902, p. 128—130, 141—145.

Aufzählung von Gallen nach Erzeugern und unter dieser Aufschrift nach dem Alphabet der Genera. Die für Italien neuen Gallen sind durch einen Stern (*) gekennzeichnet. Die Fundortsangaben sind zahlreich.

22. **Cecconi, G.** Contribuzioni alla Cecidologia italica. Seconda parte. Con descrizioni di alcune galle nuove e coll' indicazione di nuovi substrati in: Le Stazioni sperimentali agr. ital., XXXV (1902), p. 609—641. — Extr.: Marcellia, I, p. 181.

Von den circa 100 aufgezählten Gallen sind folgende von Interesse resp. neu:

Acarocecidien: auf *Abutilon* spec. Kladomanie und Phyllomanie mit abnormaler Behaarung.

Quercus cerris L. und *Q. Farnetto* Ten. sind neue Substrate von Eriophyes suberinus Nal.

Coleopterocecidien: auf *Tamarix gallica* L. erzeugt Nanophyes pallidus Ol. Blütengallen, welche sehr weitläufig beschrieben werden.

Dipterocecidien: *Coronilla emerus* L., mit einer Asphondylia, welche die Früchte deformiert, *Euphorbia helioscopia* mit ? Perrisia capitigena Br.

Phillyrea variabilis Timb. mit Cecidomyidengallen auf den Blättern; *Quercus macedonica* A. DC. mit Macrodiplosis dryobia F. Löw., *Q. suber* L. mit Arnoldia cerris Koll. und zwei neuen (von Kieffer beschriebenen) Cecidomyidengallen, endlich *Vicia dasycarpa* Ten. mit Perrisia viciae Kieff.

Hemipterocecidien: *Artemisia Stelleriana* Bess. mit Aphis spec., Blütendeformation: *Evonymus latifolius* Mill. mit Aphis spec. Blattdeformation.

Hymenopterocecidien. *Quercus cerris* L. mit Andricus vindobonensis Müllner, *Q. Farnetto* Ten. mit Andricus lucidus Htg., A. Panteli Kieff., A. solitarius Fonsc., A. sufflator Mayr, A. trilineatus Htg., Biorrhiza pallida Oliv., Cynips caputmedusae Htg., C. Kollari Htg. und C. Hartigi Htg. als neues Substrat; endlich eine Cynipidengalle: einkammerig, zartwandig, zwischen einer deformierten Knospe sitzend; ferner *Quercus macedonica* A. DC. mit Andricus Cecconii Kieff. (n. sp.), A. Zappellae Kieff. (n. sp.) und eine Cynipidengalle an den Blattnerven; ferner mit Nemoterus albipes Schk.

Quercus pedunculata Ehrh. mit Dryophanta Cecconiana Kieff. (n. sp.) und eine Cynipidengalle, abgeplattet, auf den Blättern sitzend. Die auf *Quercus sessiliflora* L. beobachtete Galle von Cynips Theophrastea Trotter wird weitläufig beschrieben.

28. **Chittenden, F. H.** Some Insects injurious to the Violet, Rose and other ornamental Plants in: Bull. U. St. Dept. Agric. Entom., XXVII (1901), 114 pg., 29 Fig., 4 Taf., p. 47—50: The Violet „Gall Fly" *(Diplosis violicola* Coq.). Nature of injury (p. 48—49, Taf. III).

„Die Maden verbergen sich, wie früher konstatiert wurde, in den Falten

Digitized by Google

der jungen treibenden Blätter, indem sie eine in Taf. III abgebildete Verbildung oder Einrollung in unregelmässige Formen verursachen, die einigermassen das Aussehen einer Galle hat, eine Bezeichnung, welche ziemlich allgemein von Floristen auf sie angewendet wird. Nach der Bildung der Galle tritt die sogenannte nasse Fäulnis ein und zerstört die Blätter. Die schliessliche Folge ist, dass die Pflanze verkümmert und die Blütenknospen in ihrer Entwickelung gehemmt werden.

Nach der Häufigkeit von Maden in der Erde, welche denen, die auf den Blättern leben, gleichen, ist man zum Schluss gekommen, dass diese Insekten sowohl in der Erde als auf den Blättern leben. Es ist auch angenommen worden, dass diese Plage in Gewächshäusern, wo keine gehörige Aufmerksamkeit auf die Mischung der Erde und Drainage verwendet wird, häufiger vorkommt, und dass gewisse Düngerarten ihre Entwickelung begünstigen. Es scheint jedoch im Lichte genauerer technischer Kenntnis dieses Gegenstandes wahrscheinlich, dass die Larven, welche in der Erde gefunden werden, in beinahe allen Fällen die von Mycetophiliden sind und wahrscheinlich von verschiedenen Sciara-Arten, deren einige in Glashäusern vorkommen, von denen manche als schädlich angesehen werden, andere nicht."

Die unter dem Namen „fichle midge" bekannte Art wird weiterhin genau beschrieben. H. Handel-Mazzetti (Wien).

24. **Cholodkorsky, N.** Über den biologischen Zyklus von Chermes viridanus Cholod. in: Revue russe d'entom., II (1902), p. 139—148, 8 Fig. — Extr.: Allg. Zeitschr. f. Entom., VIII, p. 76.

Ch. viridanus Cholodk. entwickelt sich in Estland (St. Petersburg) wie Ch. abietis Kalb. und Ch. lapponicus Cholodk. ohne Wanderung auf Lärchen, an denen sie auf der Rinde der Triebe zwischen den Nadeln saugt; sie pflanzt sich ausschliesslich parthenogenetisch fort. Flügellose, eierlegende Fecudatrices wurden trotz jahrelanger Beobachtungen nicht bemerkt; sie fehlen wohl sicher.

Bei dieser Art erscheint jährlich nur eine geflügelte Generation ohne Spur einer Heterogonie. Die Frage der Entstehung dieser Vereinfachung im Lebenszyklus wird weiter behandelt.

25. **Cholodkovsky, N.** Über den Hermaphroditismus bei Chermes-Arten in: Zool. Anzeig., XXV (1902), p. 521—522, Fig.

Es scheint, dass alle mit zwei Eiröhren versehenen Exemplare von Chermes-Weibchen Zwitter sind.

26. **Chretien, P.** Note sur trois espèces de Momphinae (Laverna olim) de la faune française in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 152—154.

Mompha divisella Wocke (= Laverna decorella Steph.) erzeugt Gallen auf *Epilobium tetragonum* und *E. alpinum*.

27. **Chrétien, P.** La Stagmatophora divitella Cst. n'est pas cécidogène in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 261—264. — Extr.: Marcellia, 1, p. 181.

28. **Chrétien, P.** La Conchylis austrinana. Nouvelle Conchylis cécidogene in: Naturaliste, XXIV (1902), p. 257—258.

Verf. untersuchte das Verhalten der von Staudinger in „Berliner entomologische Zeitung", 1870, p. 279, von San Ildefonso (Spanien) neu beschriebenen Conchylis santolinana an derselben Lokalität und kam zu dem schon wegen des allzu geringen Zeitraumes zwischen der Entwickelung der Galle und des Schmetterlinges und des Missverhältnisses in der Grösse des letzteren zur

Digitized by Google

Raupe wahrscheinlich gewordenen Resultate, dass eine zweite Art ähnliche Gallen hervorruft, die nun als C. austrinana beschrieben wird.

Die Raupe veranlasst an den befallenen Stengeln von *Santolina rosmarinifolia* bald nahe dem Blütenstand, bald in der armblätterigen Stengelmitte oder am dicht beblätterten Grunde eine spindelförmige 20—40 mm lange und 3—5 mm dicke Auftreibung, wobei im allgemeinen die kürzesten Gallen die dicksten sind. Ein schädlicher Einfluss ist nur selten bei sehr grossen Gallen zu konstatieren, indem das Wachstum des Stengels gehemmt wird; meist bleibt derselbe etwas kürzer, blüht und reift aber normal. Sehr selten finden sich zwei Gallen an demselben Stengel, bleiben dann aber voneinander entfernt und fliessen nicht zusammen. Mitunter treffen Gallen beider Arten zusammen, die dann zu einer einzigen bis 50 mm langen und sehr schmalen Galle verschmelzen.

Wie sich die Raupe in den zwei Monaten, die sie zur Erlangung ihrer endlichen Grösse braucht, verhält, ist schwer zu erfahren, da sie sehr lichtscheu ist und jede künstlich der Galle beigebrachte Öffnung sofort verstopft. Die Frassspuren an den Innenwänden sind schmal und nicht tief. Die Hauptnahrung bildet jedenfalls das Mark, welches in der Galle und im Stengel bis 2 cm darunter fehlt. Etwas unter der Mitte der Galle, wo die Einpuppung stattfinden soll, wird der Stengel an einer zum Ausschlüpfen des Schmetterlinges bestimmten Stelle bis auf die Epidermis ausgenagt. Freilich ist dies gleichzeitig der Angriffspunkt für seine Feinde, insbesondere eine Pimpla-Art.

Die Galle wurde 1900 vom Verf. auch in Frankreich bei Saint-Chinian (l'Hérault) auf *Santolina chamaecyparissus* L. gefunden.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

29. **C. M.** [wohl **Mayer, C.**] Erinosis in Vines in: Agric. Journ. Cape of Good Hope, XXI (1902), p. 545, 2 Pl.

30. **Cockerell, F. D. A.** A new gall-making coccid in: Canad. Entomol., XXXIV (1902), p. 75.

Cryptophyllaspis Rübsaameni n. sp. erzeugt kleine, halbzylindrische, etwa 2 mm lange, dicht knäuelförmige Gallen auf den Blättern von *Codiaeum*. Bismarck-Archipel.

31. **Cockerell, F. D. A.** Some gall-insects in: Canad. Entomol., XXXIV (1902), p. 183—184.

Holcaspis arizonica n. Galle auf *Quercus arizonica*, kugelförmig, 9 mm im Durchmesser, blassgelbrot, nicht glänzend, am Grunde des Blattstieles festgewachsen. Neben der Ansatzstelle befindet sich ein vorspringender Punkt. Im Innern ist die Galle braun, faserig, mässig dicht und zweikammerig. Prescott in Arizona.

Lasioptera carbonitens n. Galle langzwiebelförmig an der Wurzel einer nicht bestimmten Grasart. Las Valles, NM. bei Gallinas River.

L. ephedricola n. Galle eine harzige verlängerte seitliche Anschwellung an den Zweigen von *Ephedra trifurca*. Mesilla-Park, NM.

Eine Cecidomyia n. sp. erzeugt hier nicht weiter beschriebene Gallen auf *Lycium Torreyi*. Mesilla-Park, NM.

Eine weitere Cecidomyia n. sp. wurde als Larve in trockenen Zweigen von *Amarantus Palmeri* angetroffen. Sie erzeugt aber an denselben keine eigentlichen Gallen. Mesilla-Park, NM.

32. **Combating.** Phylloxera in Queensland in: Queensland Agric. Journ., X (1902), p. 42—44.

Digitized by Google

83. **Cook, Melville Thurston.** Galls and Insects producing them in: Contrib. Dep. Zool. Entom., No. 8 (1902); Ohio State Univ. Bull., 6. Ser., No. 65 (1902); Ohio Natural., II, 1902, p. 268—278, 4 Taf. mit 88 Fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 67.

Verf. unterscheidet Stengel-, Blatt-, Knospen- und Wurzelgallen und behandelt hier die Blattgallen, von denen er Beispiele einer Phytoptus-, Aphiden-, Cecidomyiden- und Cynipidengalle gibt. Dann schliesst er:

1. Gallen werden durch die Mundteile oder durch die Legeröhre hervorgebracht und können darnach eingeteilt werden; die letztere müssen als die höherstehenden angesehen werden.
2. Die Familie der Cynipidae scheint die höchste Entwickelung der Gallenform hervorzurufen.
3. Der morphologische Charakter der Galle hängt mehr vom gallproduzierenden Insekt als von der Pflanze ab, auf welcher sie entsteht.
4. In jeder Familie findet man gewisse morphologische Ähnlichkeiten.
5. Die Familien scheinen parallele Linien der Entwickelung von niederen zu höheren Gallen aufzuweisen (Aphididae, Cynipidae).
6. Die Veränderung des Pflanzengewebes erfolgt rein mechanisch.
7. Die Anwesenheit von zwei Schichten, von denen die innere als die ernährende betrachtet werden kann, ist sehr verbreitet.
8. Die Bildung der Galle ist wahrscheinlich ein Versuch seitens der Pflanze, sich vor einem Angriffe zu schützen, welcher nicht ausreichend ist, sie zu töten.
9. Trichombildungen treten stärker bei Gallen auf, welche durch die Mundteile, als bei solchen, welche durch die Legeröhre hervorgerufen werden.
10. Es scheint, dass die histologischen Merkmale der Gallen sehr wichtig sind, um die Merkmale der Arten zu bestimmen.

84. **Cook, M. T.** Morphology of Insect-Galls in: Science, New Serie, XVI (1902), p. 850.

85. **Cordemoy, Jacob de H.** Sur trois zoocécidies de la région méditerranéenne in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 119—121, 8 Fig.

Cistus albidus L. Äste mit harten Knoten, einzellig, jede mit einer Larve, die rundlichen Verdickungen meist einzeln, öfters in Gruppen, mit 7—8 mm im Durchmesser. Im Mai das Imago: Apion cyanescens Gyll. Auf den beiden anderen Arten, welche mit dieser vorkommen, *C. monspeliensis* und *C. salviaefolius*, wurden die Gallen nie beobachtet. Marseille, botanischer Garten.

Lepidium draba L. Stengelgrund der jungen Pflanze (März) mehr oder weniger knotig, 8 bis 9 mm im Durchmesser, oft sehr regelmässig kugelig, weiss, fleischig, am Stengel seitlich entwickelt, einkammerig, manchmal zweikammerig. In jeder Kammer eine Larve. Manchmal ist der Stengelgrund gebogen, und die ganze Partie am Boden trägt dann mehrere Gallen, einzeln oder gruppenweise, einen wirklichen Rosenkranz bildend. Im Mai verlässt die Larve die Galle und entwickelt sich in der Erde, wahrscheinlich im Ceutorrhynchus. Sehr häufig um Marseille.

Urospermum picroides Desf. Galle am Stengel, unmittelbar unter dem Blütenköpfchen. Sie besteht in einer blasigen, glatten Verbreiterung der Achse; im Innern dieser sehr unregelmässigen, normal grün gefärbten Höhlung mehrere Larven, wahrscheinlich von Psylliodes. Marseille.

Digitized by Google

86. **Corti, A.** Le Galle della Valtellina Secondo Contributo alla conoscenza della Cecidologia Valtellinense in: Atti soc. ital. sc. nat., XLI (1902), p. 177—288. — Extr.: Marcellia, I, p. 88.

Umfasst in alphabetischer Anordnung der Wirtspflanzen genau 100 Nummern — alle mit reichlichen Zitaten, Beschreibungen und Verbreitungsangaben. Neu sind folgende zwei:

Anthyllis vulneraria L. Phytoptocecidium: Die Blumen atrophisch, im einzelnen voneinander nicht zu unterscheiden, auf kleine Brakteen mit langen, seidenartigen, dichtgedrängten, silberweissen Haaren beschränkt. Valle di Ron, 900 m.

Phyteuma spicatum L. Unter dem Blütenstengel in der Mitte desselben finden sich kegelförmige Anschwellungen, oft schwach ausgeprägt, mit deutlichen herablaufenden Stengelrippen. Im Innern eine Kammer. Meist liegt eine solche Anschwellung über der anderen, oft knäuelförmig aneinander gelagert. Erzeuger gänzlich unbekannt. Valle Fontana bei Campiascio; Piateda.

87. **Cozzi, C.** Florula Abbiatense. Abbiategrosso, Bollini, 1902, 8°, 26 pg.

Enthält auch 18 Zoocecidien — doch nur die häufigsten.

88. Current Aphides (Rhopalosiphum ribis L. and Myzus ribis L.) in: Journ. Board. Agricult., VIII (1901), p. 306—312.

39. **Dalla Torre, W. et Kieffer, J.** Genera Cynipidarum in: Genera Insectorum Bruxelles, P. Wytsman, 1902, 4°, 84 p., 3 pl. col.

Ist ein auf den neuesten Standpunkt gestelltes System der bekannten Cynipiden und deren geographischer Verbreitung ohne Rücksicht auf die Wirtspflanzen.

40. **Darboux, G.** Sur quelques coléopterocécidies du Longuedoc in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 178—179.

Ceutorrhynchus (contractus March.?). Bei Languedoc kommt die von Cordemoy auf den Stengeln von *Lepidium draba* beschriebene Galle ausschliesslich auf Stengeln vor. Verf. sammelte sie auch bei Montpellier und Nimes.

Miarus campanulae L. erzeugt Gallen in den Ovarien von *Campanula erinus* L. und *C. rapunculus* L. Gard, Congeniès.

Mecinus spec.? *Linaria striata* DC. trägt bei Congeniès eine Wurzelgalle, ähnlich jener von Mecinus linariae Panz und von M. collinus Gyll.

41. **Darboux, G. et Houard, C.** Quelques mots à propos d'une Note récente de M. Chrétien in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 191—198.

42. **Darboux, G. et Houard, C.** Hilfsbuch für das Sammeln der Zoocecidien mit Berücksichtigung der Nährpflanzen Europas und des Mittelmeergebietes. (Aide-Mémoire du Cécidiologue pour les plantes d'Europe et du Bassin de la Méditerranée.) Berlin, Bornträger, 1902, 8°, 68 p. — Rec.: Marcellia, I, p. 75.)

Eine alphabetische Liste aller Pflanzenarten, auf denen in Europa und im Mittelmeergebiete Gallen beobachtet worden sind; bei jeder Art die Liste der beobachteten Gallbildner nebst einem Zeichen, durch welches die Stelle (Frucht ⊙, Blüte ○, Stengel ⊕ [Acrocecidie], Knospe △, Wurzel =, Stengel + [Pleurocecidie], Blatt □) angedeutet ist.

43. Das Kulturverfahren oder die Bekämpfung der Reblaus mittelst Schwefelkohlenstoff in: Allg. Weinztg., 1902, p. 321—328.

44. **Delacroix, G.** Sur une maladie vermiculaire des Bananiers en Egypte in: Journ. d'agricult. trop. II (1902), p. 330—331. — Extr.: Bot. Centralbl., Bd. XCII, p. 419.

Digitized by Google

Heterodera radicicola erzeugt an den Wurzeln von *Musa sinensis* Knötchen, welche das Wachstum verhindern, die Fruchtbildung hemmen; die Blätter trocknen ein, werden schwarz und faulen, die neuen Blätter bleiben schmächtig Die Krankheit ergreift dann den Stengel und die Pflanze geht zugrunde. Man hat sie bisher auf Trinidad, den Fidji-Inseln, Neusüdwales, Queensland beobachtet; schädlich tritt sie seit zwei Jahren an Bananen um Alexandrien auf.

45. **Del Guercio, G.** Osservazzioni relative alla „malsania" della vite e del Nucciuolo in Provincia di Avellino e di Caserta in: Boll. uffic. Minist. Agric., Industr. e Commerc., III (1902), p. 1701—1721. — Extr.: Marcellia, I, p. 186.

Behandelt Heterodera radicicola auf der vergallten *Vitis vinifera* und auf *Corylus Avellana*.

46. **Del Guercio, G.** Notizie e suggerimenti pratici per conoscere e combatere gli animali nocivi alle piante coltivate ed ai loro frutti, nel campo e nei locali per la conservazione I. Parte in: Nuove Relaz. lavori staz. entom. agrar. Firenze, I. ser., no. 4, Firenze, 1902, 8°, 497 pg., 1 tav., 284 fig.

Diese Arbeit enthält auch einzelne Angaben und Abbildungen von landwirtschaftlich schädlichen Gallenerzeugern aus den Gruppen der Nematoden, Milben, Dipteren und Rhynchoten.

47. **Dern.** Über die Anpflanzung amerikanischer Reben als Schutzmittel gegen die Reblauskrankheit auf Grund einer in Frankreich gemachten Studienreise in: Hessische Landwirtsch. Ztg., 1901, p. ? — Sep.: 19 p.

Verf. befürwortet das Extinktivverfahren.

48. **Dern.** Über die Anpflanzung amerikanischer Reben als Schutzmittel gegen die Reblauskrankheit in: Flugschrift (ohne Druckort) 1901, 8°, 5 p.

Verteidigung seines Standpunktes gegen Goethe.

49. **De Stefani Perez, T.** Cecidiozoi e Zoocecidii della Sicilia in: Giorn. sc.nat. Palermo, XXIII (1901), p. 204—240, 2 Tav. — Extr: Marcellia, I, p. 75.

Nach einem allgemeinen Teile über Gallen (Morphologie, Biologie, Literatur etc.) folgt die Beschreibung von 44 Gallenarten (Eriophyden) auf 89 Pflanzenarten mit Hinweisen auf die Erstbeschreibungen.

Folgende sind neu:

Cistus salvifolius L. Ober- und Unterseite der Blätter mit starker Behaarung von roter und weisser Farbe. Eriophyde.

Convolvulus althaeoides L. Blattrand längs des Mittelnerves eingerollt und spiralig zusammengedreht. Eriophyde.

Phlomis fruticosa L. Auf dem Rücken- und Vorderteile der Blätter abnormer Haarfilz. Eriophyde.

Plantago albicans L. Blütenstand mit langer starker, weisser Behaarung; Blüten atrophisch. Eriophyde.

Rubia peregrina L. Blätter hörnchenförmig oder am Rande eingerollt. Eriophyde.

Auf den Tafeln wird abgebildet: Galle von *Salix alba* L. durch Eriophyes salicis Nal., a) Cephaloneon (Taf. 1 Fig. 3), b) Phyllomonie (Taf. 1 Fig. 4); und durch E. tetanothrix Nal. Blattrandhypertrophie (Taf. 1 Fig. 5); Galle von *Quercus ilex* L. und *Q. suber* L. durch Eriophyes ilicis Nal., „Erineum Licopoli" (Taf. 2 Fig. 4), *Q. suber* L. durch E. suberinus Nal. (Taf. 2 Fig. 5); Galle von Pistacia lentiscus L. durch Eriophyes Stefanii Nal. (Taf. 2 Fig. 6). Taf. 1 Fig. 1 betrifft den Durchschnitt durch eine Galle, Fig. 2 die Erineum-Behaarung; Taf. 2 Fig. 1—3 die Morphologie einer Eriophyes-Art.

Digitized by Google

50. **De Stefani Perez, T.** Sopra alcuni animaletti che danneggiano gli alberi di Nocella (Corylus avellana L.) in: Giornale di Sicilia, 1901, 29. Settembre, suppl.: Settimana agricola, Sep. 12°, 10 pg., 2 fig. — Extr.: Marcellia, I, p. 76.

Behandelt die Naturgeschichte von Eriophyes avellanae Mal. Mit ihr lebt E. vermiformis Nal.

51. **De Stefani Perez, T.** I Zoocecidii sulle piante del genere Pistacia in: Nuovi Annali di agric. sicil., XIII (1902), p. 207—241, 11 Fig. — Extr.: Marcellia, I, p. 76.

Verf. gibt zunächst eine Übersicht der auf *Pistacia vera* L., *P. terebinthus* L. und *P. lentiscus* L. beobachteten Insektenarten, dann eine Tabelle zum Bestimmen der auf denselben vorkommenden Gallen und endlich die Naturgeschichte der Gallenerzeuger und die Beschreibung der Gallen. Die Tabelle möge hier folgen:

1. Blattdeformationen 2.
— Deformationen der Blüten und der Blattknospen (*P. terebinthus*): Eriophyes pistaciae Nal. (Fig. 11).
2. Gallen nur auf dem Mittelnerv oder auf allen Blattteilen 3.
— Gallen auf dem Blattrande, Mittelnerv normal 4.
3. Mittelnerv hypertrophiert 5.
— Alle Teile des Blattes in eine hornartige Galle verwandelt (*P. vera* und *P. terebinthus*): Tetraneura cornicularia Pass. (Fig. 2).
4. Blattrand in verschiedener Weise verändert 6.
— Blattrand gegen die Oberseite eng eingerollt oder das ganze Blatt mehr oder weniger umgedreht (*P. terebinthus* und *P. lentiscus*): Eriophyes Stefanii Nal. (Fig. 9 und 10).
5. Blattrand auf der Unterseite gegen den Blattgrund schlauchförmig erweitert (*P. vera* und *P. terebinthus*): Tetraneura utricularia Pass. (Fig. 1).
— Blattrand an der Spitze auf der Oberseite mit einer kleinen kahnförmigen, geschlossen durch die zusammentretenden Blattränder (*P. terebinthus* und *P. vera*): Tetraneura follicularia Pass. (Fig. 5 und 6).
6. Der umgebogene Blattrand eine mehr oder weniger kugelförmige Galle bildend. 7.
— Der umgebogene Blattrand eine ganz flache Galle bildend (*P. vera* und *P. terebinthus*): Tetraneura Derbesi Lichtenst. (Fig. 4).
7. Galle am Aussenrand konvex, am Innenrand konkav, länger oder breiter als hoch. 8.
— Galle kreiselförmig oder geradespiralig am Blattrande (*P. vera*, *P. terebinthus* und *P. atlantica*): Tetraneura follicularia Pass. (Fig. 5 und 6).
8. Oberfläche der Galle nicht höckerig, einfach warzig, im Inneren eine einzige Kammer. 9.
— Oberfläche der Galle höckerig, im Innern zahlreiche Kammern (*P. atlantica*): Tetraneura Riccobonii Dest. (Fig. 7).
9. Galle viel länger als breit, deutlich halbmondförmig (*P. terebinthus*): Tetraneura semilunaria Pass. (Fig. 8).
— Galle kaum länger als breit, beutelförmig, ausnahmsweise halbmondförmig (*P. lentiscus*): Aploneura lentisci Pass. (Fig. 8).

52. **De Stefani Perez, T.** Zoocecidii e Cecidiozoi dell' *Atriplex halimus* in Sicilia in: Atti Accad. Goënia in Catania, 4. ser., XIII (1902), 4°, 28 p., 1 tav.

Auf *Atriplex halimus* L. bei Trapani (Sizilien) wurden nachbenannte Gallen beobachtet:

Digitized by Google

1. Bläschenartige Gallen auf Jahrestrieben, Blattstielen und auf den Mittelrippen der Blätter; von verschiedener Grösse und Gestalt; junge weissfilzig, später kahl und buttergelb. Im Inneren von Frassgängen durchzogen, welche die Larve von Stefaniella trinacria, eine neue Cecidomyidenart, in die Gewebe hineingefressen hat.

2. Im September und Oktober auf den Deckblättern der weiblichen Blüten, rötliche Auftreibungen, die länger als breit sind und im Inneren je eine winzige röhrenförmige Larvenkammer besitzen. Die Cecidomyide ist nicht identifiziert; nur ihre Larve wird beschrieben.

3. Linsenförmige Gallen (Durchmesser 3,5—5 mm) auf der Spreite und den Blattrippen; anfangs grün, dann trocken durchscheinend, auf beiden Blattflächen wenig vortretend; im Zentrum der Oberfläche seicht eingebuchtet und hier stärker verdickt. — Urheber nur im Larvenstadium bekannt.

4. Ende Oktober zeigen sich an Stelle der aufschliessenden Blüten erbsengrosse grüne, kurzstachlige, saftige Gallen, welche später verholzen und braungelb worden. Die Gallen sind gewöhnlich zu Knäueln vereinigt, und oft sind ganze Zweige davon besetzt. Ende April schlüpft aus denselben die Asphondylia conglomerata n. sp. heraus.

5. Die letztgenannte Art verunstaltet auch die Blattknospen zu kugeligen oder zylindrischen Häufchen auf den Seitentrieben gedrängt, die Oberfläche der Gallen ist mit Blättchen geschmückt, die zu Rosetten vereinigt sind. Eine einzige Larvenkammer im Inneren, aus welcher das Insekt erst im Mai ausschlüpft.

6. Dieselbe Asphondylia erzeugt auch eine erbsengleiche Galle in den Achseln der Blätter (bei Marsala). Aus ihr schlüpft das Tier erst gegen Mitte Juni heraus.

7. Mitte August erscheinen junge Zweige und die Blütenstandsspindeln spindelförmig aufgetrieben, von weisslichgelber Farbe. Die Gallen, 8 cm lang, sind ganz glatt. Im Inneren, an Stelle des Zweigmarkes, die Larvenkammer eines Kleinschmetterlings, Coleophora Stefanii Joan., welcher Ende September oder bisweilen erst Ende Juli des nächsten Jahres sich entwickelt.

8. Hanfkerngrosse Hervorragungen auf den Blattflächen, welche Einstülpung entsprechen, die auf den Innenwänden behaart sind. Oft in grossen Mengen hervorgerufen von Eriophyes brevipes Nal.

9. E. Heimi Nal. greift die Blütenknospen an und bewirkt eine starke Haarbildung auf deren Oberfläche. Die Zweige schrumpfen ein, die Blätter sterben ab. Das Tier hat namentlich längs des Strandes von Mazzara sehr bedeutenden Schaden den Pflanzen zugefügt. Solla.

58. **Stefani-Perez, T. de.** Due nuovi Coleotterocecidii di Sicilia in: Marcellia, I (1902), p. 66—67.

Ausser den Gallen von Ceuthorrhynchus sulcicollis Payk. an *Brassica gongyloides* L. und *Br. oleracea* L. var. *Botrytis* sowie von Tychius argentatus Chevr. an *Scabiosa maritima* L. wurden bei Palermo noch zwei neue Coleopterocecidien beobachtet:

Anagyris foetida L. Trockene Gewebestellen mit schwarzer Linsenmackel, darunter die Larvenkammer. Im März und April schlüpft Apion flavofemoratum Herbst aus.

Matthiola tristis L. Kegelförmige Stengelanschwellungen am Grunde in grosser Zahl aneinander liegend. Im Juni und Juli entwickelt sich Baris caerulescens Scop.

Digitized by Google

54. **Stefani-Perez, T. de.** Nuovi insetti galligeni e cecidii vecchi e nuovi in: Marcellia, I (1902), p. 109—115.

1. *Ceratonia siliqua* L. Die angebliche Eriophydengalle b. Darboux et Houard (No. 816): unregelmässige, grüne Erhabenheiten, von 5—7 mm Länge, 2—3 mm Breite, auf der Blattoberseite — auch in Sizilien beobachtet.
2. *Delphinium longipes* Moris. Kegelförmige Stengelanschwellungen von 5—10 mm Länge und 2—4 mm Durchmesser, braunrot, nahe an den Blattinsertionen, im Inneren mit einer Aushöhlung des Markgewebes, öfters knotig, oft ohne Hypertrophie, doch mit Gallerien, verursacht durch die Larven von Thamnurgus delphinii Rosenh. Palermo.
3. *Erica arborea* L. Zahlreiche Cecidien von Perrisia ericae scopariae Duf. Palermo.
4. *Erica peduncularis* Presl, mit derselben und mit jenen von Myricomyia mediterranea F. Löw. Messina.
5. *Fedia cornucopiae* Gart. mit Gallen von Trioza centranthi Vall.
6. *Galium pallidum* Tresl. mit den Gallen von Perrisia galii H. Löw.
7. *Helmintia aculeata* DC. Galle von Timaspis helmintiae n. sp. Der Blütenboden bis zu Nussgrösse hypertrophisch erweitert, keulenförmig und fast holzig verhärtet. Sehr selten sind auch die Stengel kegelförmig angeschwollen, doch nie so bedeutend. Im Innern liegen die kleinen runden Larvenkammern, unregelmässig in der Gallmasse verteilt. Diese enthalten Larven mit den charakteristischen Merkmalen der Cynipidenlarven: schmutzig weiss, durchsichtig, mit braunen dreizähnigen Mandibeln, auf dem Kopfe und den beiden ersten Segmenten mit einigen farblosen Börstchen; 15gliederig, ca. 8 mm lang. Die Galle im Juli, das Imago vom Februar bis April. Palermo.
8. *Lotus edulis* L. Deformation des Blattrandes, Vergrünung und abnorme weisse Behaarung — wohl durch Eriophyes cuaspis Nal.
9. *Phagnalon saxatilis* Can. et *Ph. rupestris* DC. Gallen knospenförmig, 5—6 mm lang, 2 1/2—3 mm breit, infolge der Ausbildung an den Blütenkörbchen und der gleichartigen Färbung wenig auffällig. Sie entsteht durch Hypertrophie der ganz jugendlichen Knospe, deren Blättchen sich verbreitern. Die Wandungen sind zart und fleischig, die Larvenkammer ist gross, oft sind zwei durch eine Längsscheidewand getrennte Räume vorhanden. Die Larven sind schmutzig weiss, farblos, 8 1/2 mm lang. Im März waren die Gallen mit Puppen besetzt. Aus denselben entwickelt sich Tephritis tristis Löw. Die Gallen sind sehr häufig, doch finden sich kaum 10 % gesunde, da sie im Larvenstadium häufig angefressen werden. Palermo.
10. *Quercus pubescens* Willd. Anschwellung der jugendlichen Zweigenden, 5—6 mm hoch, 4—5 mm breit, Andricus pseudoinflator Tav. Sizilien.
11. *Rosa montana* Chaix. Rhodites rosae bei Palermo.
12. *Salicornia fruticosa* L. Sehr häufig mit den Gallen von Baldratia salicorniae Kieff. Imago vom April ab in dem ganzen Sommer. Trapani.
13. *Silene inflata* Smith. Deformation der Blütenteile, der Kelch ausgenommen. Perrisia floriperda F. Löw. Palermo.
14. *Tamarix gallica* L. Verf. gibt eine kritische Übersicht der von ihm, von Trotter und von Da Silva Taveres sowie von Huard auf dieser Pflanzenart beschriebenen Gallen, die er als von einander verschieden ansieht. Die auf Sizilien, im botanischen Garten von Palermo beobachteten Gallen

Digitized by Google

stammten nicht von einem Schmetterlinge, wie Trotter angibt (1901), sondern von einer neuen Gallmückenart, Rhopalomyia tamaricis Kieff. n. sp.

15. *Tamarix? tetrandra* Pall. Galle ebenfalls von Rh. tamaricis Kieff. n. sp. (Beschreibung), erzeugt und wie die vorgenannte beschaffen. Palermo. Algier.

55. **De Stefani Perez, T.** L'Asterolecanium variolosum Ratzb. in: Marcellia, I (1902), p. 161—164.

Beschreibung und Biologie von Asterolecanium variolosum Ratzb. = A. quercicola Sign., welche in Palermo auf *Pittospermum tobira* Ait. beobachtet wurde. Sie erzeugt Hypertrophie der Zweige und geht dann auf die übrigen Pflanzenteile über.

56. **De Stefani Perez, T.** Note di teratologia vegetale in: Rendiconti congresso bot. Palermo, 1902. — Sep. 8 p.

Verf. erwähnt auf *Quercus pubescens* Willd. einer Galle, welche zwischen 1868 und 1875 bei Bari gefunden worden war, aber nicht mehr nachher. Dagegen fand sie Trotter in Kleinasien und Montenegro; er nennt den Erzeuger Cynips Theophrastea.

57. **Deville de Sardalys et Delacroix.** Maladie vermiculaire des Caféiers à Madagascar in: Rev. cult. colonial, X (1902), No. 100.

58. **Deville de Sardalys et Delacroix.** Die Frage der Reblausbekämpfung im deutschen Reichstage in: Weinlaube, XXXIV (1902), p. 76—77.

59. Die Reblaus im Kanton Zürich in: Schweiz. Zeitg. f. Obst- und Weinbau, X (1901), p. 263—266.

60. Die Reblausbekämpfung in Elsass-Lothringen in: Weinlaube, XXXIV (1902), p. 186—187.

61. **Doutte.** Le phylloxera en Campagne in: Vigne Franç., 1901, p. 86—89.

62. Dreiundzwanzigste Denkschrift betreffend die Bekämpfung der Reblauskrankheit, 1900. Kaiserl. Gesundheitsamt, Berlin, 1902, 152 p., 8 Pläne.

Enthält:

1. Organisation der Reblausbekämpfung.
2. Stand der Reblauskrankheit im Reiche.
3. Stand der Rebenveredelungsstationen in Preussen.
4. Beobachtungen und Versuche über das biologische Verhalten der Reblaus.
5. Stand der Reblauskrankheit im Auslande.

63. **Dufour, J.** Un nouveau remède contre le phylloxera in: Chronique agric., XIII (1900), p. 29—34.

Verf. empfiehlt die Anwendung von Ofenruss.

64. **Dufour, J.** La loi phylloxérique in: Chronique agric. Canton Vaud., XIII (1900), p. 227—232.

65. **Dufour, J.** Phylloxéra. Rapport de la station viticole de Lausanne pour l'exercice de 1900. Lausanne, S. Regamey, 1901, 8°, 48 p.

66. **Dufour, J.** Le Phylloxera en 1901 in: Chronique agric. du Canton Vaud, XV (1902), p. 866—870. — Extr.: Jahresber. f. Pflanzenkrankh., V, p. 269.

„Kurzer Bericht über das erste Auftreten und die Bekämpfung der Phylloxera vastatrix im Kanton Waadt. Auf 9,3598 ha wurden die Reben vernichtet, 68,800 Reben wurden nach dem Kulturalverfahren behandelt (28—25 g CS_2 auf den Quadratmeter). Die Laus hat an Verbreitung gewonnen. Die Wiederherstellung der Weinberge mit Amerikaner-Unterlage ist fortgesetzt worden.

Digitized by Google

Die Qualität der veredelten Stöcke war schlechter, wie die der Vitis vinifera-Reben."

67. **Dumas, M.** La résistance des producteurs directs au Phylloxera in: Revue de viticult., XVI (1901), p. 681—684.

68. **Felt, E. P.** 17. Report of the State Entomologist on injurious, and other insect, of the State of New York 1901 in: New York Mus. Bull., No. 53, Entom, No. 14 (1902), p. 699—925, 6 Pl., 29 Fig. — Extr.: Marcellia, II, p. XIX.

Verf. verzeichnet (p. 741) das Vorkommen von Rhabdophaga Salicis Schrk. in der Umgebung von New York; auch Cecidomyia destructor wird behandelt (p. 705).

69. **Garralda y Calderon de la Barca, F.** Ligero estudio sobre la Phylloxera vastastrix. Recapilacion de las opiniones de varios autores, Madrid, 1902, 8°, 87 p.

70. **Geisenheyner, L.** Über einige neue und seltenere Zoocecidien aus dem Nahegebiet in: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 193—198, 246—251, 272—276, 306—312, Fig.

1. *Achillea nobilis.* Phytoptocecidium: An den unter dem Blütenstande aus den Blattwinkeln entspringenden kürzeren Blütenzweigen sind die noch unentwickelten Köpfchen zu einem dick weisswollig behaarten Kügelchen bis zu Erbsengrösse umgewandelt. Kreuznach, Mühlberg und Oberstein.
2. *Agrostis stolonifera* L. Hemipterocecidium (Aphide): Internodien der Stolonen verkürzt, wodurch die aufgetriebenen Blattscheiden in einander stecken bleiben und die am Grunde grubig runzeligen Blätter zu einem schopfigen Blätterbüschel umgebildet erscheinen. Oft sind die Blattspreiten vielfach gekrümmt und winkelig verbogen, oft wächst die Achse durch den angegriffenen Teil weiter und entwickelt dann Internodien von normaler Grösse. Katzenloch.
3. *Alyssum arenarium* Gmel. Dipterocecidium (Dichelomyia spec.): Stengelgalle. Obere Internodien verkürzt und verdickt, so dass das Endstück meist einem umgekehrten Kegel gleicht. Meist an den unteren, nicht blühenden Stengeln und Ästen, am oberen dickeren Ende von den freien Endteilen der Blätter überragt oder am blühenden Stengel im Blütenstande, von den basalen Resten der abgewelkten und abgebrochenen Blütenstiele bedeckt. Die Galle ist silbergrau, später schmutziggrau, 6—10 mm lang, 4—5 mm dick, holzhart, mit 2—4 orangeroten Larven in einer langen und weiten Zentralhöhlung. Mainz, Budenheim, Gaualgesheim. Abgebildet (irrtümlich als *Artemisia*, vgl. p. 251 und p. 309).
4. *Anemone nemorosa* L. Dipterocecidium. Das eine der drei Hüllblätter gefältelt zur Stiellosigkeit verkürzt; die auffallend gerötete Mittelrippe stark aufgetrieben. Martinstein.
5. *Artemisia vulgaris* L. Phytoptocecidium. Endtriebe verkürzt, die sehr dicht stehenden Blätter derselben mit linealischen Zipfeln, deren Ränder nach unten gerollt sind. Blätter braun punktiert, endlich ganz braun und dicht wollig. Kreuznach.
6. *A. vulgaris* L. Phytoptocecidium. Blütenstände der Köpfchen zu dicken, röhrenförmigen Knäueln zusammengezogen, die Köpfchen prächtig purpurrot strahlend. Im Innern der scheibenständigen, ausserordentlich verlängerten, geschlossenen Zwitterblüten mit reichem Pollen. Phytopten-Kreuznach, Oranienquelle, Rüsselsheimer Chaussee.

Digitized by Google

7. *Brachypodium pinnatum* PB. Helminthocecidium. Blütenvergrünung und Viviparie: die äusseren Hüllspelzen vergrössert, oft sehr stark, das Ährchen einschliessend, Spindel hin- und hergebogen, mit meist verkümmerten Blüten, einige derselben in einen Laubspross umgewandelt. Münster a. St.
8. *Brassica campestris* L. Hemipterocecidium (Aphide): Verkürzung und Verdickung der Blütenspindel, Auftreibung und Verbildung einzelner Früchte mit Verkümmerung der meisten, auch der jüngeren Blüten, „so dass der ganze Blütenstand den Eindruck eines unordentlich zusammengebundenen Besens machte." Naheufer.
9. *B. rapa* L. und *B. oleracea* L. var. *gongylodes* L. Coleopterocecidium von Centhorrhynchus Rübsaamenii Kolbe: Flach linsenförmige fleischige Verdickungen im Blattparenchym, nahebei auch auf den Seitennerven von ca. 4—5 mm Durchmesser, in deren Höhlung je eine Larve. Winzenheim und Langenlonsheim.
10. *Camelina sativa* Crantz. Dipterocecidium? Achse der Fruchttraube an der Spitze verkürzt und unbedeutend verdickt, das Ende mit einem aus unentwickelten, dicht gehäuften Blüten bestehenden Köpfchen versehen. Naheufer.
11. *Campanula rotundifolia* L. Dipterocecidium. Senfkorn- bis erbsengrosse Wurzelgalle, rötlich, schwammig, mit orangeroter Larve, oft zugleich mit Gallen von Dasyneura trachelii an derselben Pfanze. Münster a. St.
12. *C. glomerata* L. Dipterocecidium. Ei- oder kugelförmige sehr stark behaarte Triebspitzen-Deformation bis 15 mm Durchmesser. Hunsrück und dann mehrfach.
13. *Cardamine pratensis* L. Dipterocecidium. Schotenschwellung: die noch unreifen Schoten sind entweder ganz oder nur im unteren Teile verdickt und gelb gefärbt; im ersteren Falle bis zu 1 cm verkürzt; im zweiten Falle ebensolang verdickt. Im Innern Dasyneura spec. Vielleicht Cecidomyia cardamines Winn.; „denn als ich sie später an derselben Stelle aufsuchte, fand ich nur die letztere, diese aber in ungeheurer Menge". Rheinböllen.
14. *Capsella bursa pastoris* L. Phytoptocecidium? Die unter der Zusammenziehung der Hauptachse stehenden Blüten bleiben kleiner und geschlossen; bei manchen ragen die weissen Petalen aus dem rotgefärbten Kelche heraus. Traubenachse, Blütenstiele und Kelche sind mit kurzen Haaren, darunter auch Sternhaaren dicht besetzt, die Kelche vielfach mit viel längeren und weitläufiger stehenden, jedoch ist die Behaarung nicht so dicht wie bei Cecidium von Phytoptus capsellae Nal. Meist abortieren die Blüten; oft entwickeln sich einige zu ungespaltenen aufgedunsenen Früchten mit eingeschrumpften Samen und roten Schrumpffalten. Kreuznach.
15. *Centaurea scabiosa* L. Phytoptocecidium? Blätter infolge sehr starker Verkürzung der Fiederlappen sehr schmal. Die unebene, auch unten beutelförmig ausgetriebene Blattfläche meist auf einen schmalen Hautstreifen reduziert, der vielfach einen verdickten gelblichen Rand zeigt, nur der Endlappen etwas breiter, aber höchstens bis 10 mm und an der Spitze kappenförmig zusammengezogen. Fiederlappen stark verkürzt, abnorm dicht und lang behaart. Meist nur Grundblätter, einmal ein kurzer verkümmerter Stengel vorhanden. Kreuznach.

Digitized by Google

16. *C. serotina* Bor. Dipterocecidium. Stengelgalle. Stengel stellenweise stark aufgetrieben, scharf gekniet, oft in spitzem Winkel zurückgeknickt. Die Verdickungen am häufigsten in einiger Entfernung von den Köpfchen. Im Innern orangerote Cecidomyiden-Larven. Ländel.
61. *)*Chenopodium vulvaria* L. Hemipterocecidium (Aphiden). Blätter von den Rändern her zusammengerollt, so dass die Verbildung schliesslich die Gestalt eines Kegels erhält. Galle heller als das Blatt. Kreuznach.
17. *Cichorium intybus* L. Helminthocecidium. Im unteren Teile starke knotige Verdickungen des Stengels mit sehr kurzen Internodien. Blätter klein, fast verkümmert, unregelmässig gekrümmt, dicht büschelweise; Verzweigung unregelmässig, besenartig: Äste kurz, 6—18 cm lang, wie die Nebenachsen des längsten schlangenartig gebogen, umgeknickt mit endständigen kleinen verkümmerten Köpfchen. Winterburg.
18. *Cirsium bulbosum* DC. Helminthocecidium. Köpfchen nach abwärts gerichtet; Stiel unter denselben angeschwollen, krausgebogen, so dass ein Kreis oder eine Spirale selbst mit 2 vollständigen Umgängen entsteht. Die innere Seite der Länge nach aufgerissen. Im Innern Älchen. Ländel.
19. *C. arvense* L. Helminthocecidium. Ebenso, doch die Abwärtsneigung des Köpfchens nicht so stark; die Auftreibung des Stengels teilweise sehr stark, aber unregelmässig. Älchen in Menge. Laacher See, Binger Wald.
20. *Draba muralis* L. Dipterocecidium? Fruchttraube nach der Spitze zu auffallend verkürzt und etwas verdickt, am Ende doldenförmig. Der verkürzte Achsenteil bogenförmig gekrümmt bis zurückgebogen; an dem Scheitel einzelner noch ein Köpfchen unentwickelter Blütenknospen. Römerberg.
21. *Erigeron acer* L. Triebspitzendeformation an der Spitze der Hauptachse, sehr selten an den Spitzen der Nebenachsen. Durch Verkürzung der Internodien und Verdickung der Achse entsteht ein Blätterschopf. Aus den Achseln der unteren am Grunde etwas verdickten und verbreiteten schopfbildenden Blätter entspringen später Nebenachsen, die im Gegensatze zu den unteren traubenartig gestellten ein doldenförmiges Aussehen haben. Bisweilen ist die Galle schräg geneigt. Kreuznach.
22. Desgl. Köpfchenverkümmerung. Das die Hauptache abschliessende Köpfchen sitzt auf einem stark verkürzten Stiel, bleibt kleiner als die übrigen, erhärtet und welkt vorzeitig ab. Meist schräg abwärts gekrümmt, der am tiefsten liegende Teil der Verkümmerung am meisten unterworfen. Im Innern rote Cecidomyiden-Larven. Kreuznach.
23. Desgl. Behaarte Knospengalle. Am Grunde des holzig verhärteten Stengels unmittelbar über oder noch in der Erde, bilden sich im Sommer Knospen, die später im Laub erhellen und selbst in kurze Triebe auswachsen. Vergallt sind sie stark aufgedunsen, einfach eiförmig oder gebuckelt wie zusammengesetzt, bohnengross und dicht weissfilzig. Im Innern Älchen. Langenlonsheim.
24. Desgl. Kahle Knospengalle. Zwiebelartig, am Grunde des Stengels, wohl durch Umbildung der schon in der Ausbildung begriffenen Blätter der Laubrosetten entstehend. Blattsiel verbreitert und verdickt, erbsen-

*) Ich führe die Genera in alphabetischer Anordnung auf und reihe die Nachträge ins Alphabet ein. (D. Ref.)

Digitized by Google

gross mit kahler Oberfläche, meist von einem Blätterschopf gekrönt. Kreuznach, St. Goar.

25. Desgl. Coleopterocecidium. Buckelige Erhöhungen am Grunde der kurzen dicken Stengel, vielfach an solchen Stellen, wo früher eine Knospengalle gesessen hatte. In der langen Höhlung eine 4—5 mm lange Käferlarve. Kreuznach.
26. *Erysimum virgatum* Roth. Coleopterocecidium. Verdickung des Stengels zu einem eiförmigen verholzten Körper, der 6 mm dick und 15—18 mm lang ist. Die Früchte sind durch die Verkürzung der Internodien zusammengeschoben; der Fruchtstand gleicht einem „struppigen Besen", der in der Mitte noch Blüten enthält. Die letzten Stengelblätter am Grunde der Anschwellung, unterhalb der Infloreszenz. Im Innern der 10 mm langen Larvenkammer eine Coleopterenlarve. Budenheim a. Rh.
62. *Euphorbia cyparissias* L. Dipterocecidium. Stengelanschwellung an dem unterirdischen Stengelteile länglich-eiförmig, 10—12 mm lang, 5 mm dick. Im Innern eine Dipterenpuppe. Kreuznach.
27. *Filago arvensis* Fr. Blütenständen durch Pemphigus gnaphalii Kalt. zu kugeligen, stark wolligen Ballen verkürzt; Blätter fast unverändert. Die nahen *Gnaphalium uliginosum* L. gleichfalls besetzt, doch nicht die ebensonahen *F. germanica* L. Langenlonsheim.
28. *Galeopsis tetrahit* L. Hemipterocecidium. Triebspitzen-Deformation mit Rollungen, Verkrümmungen und Zusammenballungen der jüngeren Blätter durch Aphiden. Laubenheim.
29. Desgl. Helminthocecidium. Auftreibung und Verkrümmung des Stengels und Verkümmerung der ganzen Pflanze. Im Innern Älchen. Schauren.
30. *G. angustifolia* Ehr. Helminthocecidium. Unter den Blütenständen gerötete, etwas verdickte und verbogene, oft stark gekrümmte Stengelglieder. Wahrscheinlich Älchenbildung. Bertrich.
31. *Galium glaucum* L. (*Asperula galoides* M. B.). Dipterocecidium (*Cecidomyia asperulae* F. Löw.) An den oberen Knoten verdicken sich die Blätter am Grunde und verwachsen mit einander zu fleischigen kugeligen Gallen bis Erbsengrösse; diese sind von den oberen Teilen der Blätter gekrönt. Stengel gebogen bis abwärts geknickt. Bockenheim.
32. Ebenda. Phytoptocecidium. Blütenvergrünung, bei der sich die Teil-Infloreszenzen zu erbsengrossen Knäueln dicht aneinander schliessen. Ob von Phytoptus galiobius? da sie nicht behaart sind! Ahrthal.
33. *Hieracium peleterianum* Mer. und *H. praealtum* Vill. Dipterocecidium. Bei ersterer trägt die Mittelrippe zwei Gallen, welche sich aber nicht berühren; bei letzterer eine Reihe von Blattgallen, in der Mitte so gehäuft, dass sie sogar zwei Reihen nebeneinander liegen und durch Zusammenwachsen mehrkammerige Gebilde von unregelmässiger Gestalt entstanden sind. Wahrscheinlichst Cecidomyia gemini Bremi. Erstere aus Münster a. St., letztere aus Berlin.
68. *Hieracium praecox* Schultz Bip. Hemipterocecidium (Asterolecanium). Stengelkrümmungen und -Anschwellungen in verschiedenster Ausdehnung, spindelförmig, gegenüber vertieft. Im unteren Stengelteile liegen sie nahe beisammen; oft ist der Stengel schlangenförmig hin- und hergebogen. Auf der Mittelrippe der Grundblätter erzeugen die Cocciden unregelmässige Verdickung und Welkung der Blattspreite oberhalb des Angriffspunktes. Kreuznach.

Digitized by Google

64. *Hippocrepis comosa* L. Dipterocecidium (Perrisia spec.). Knospen geschlossen bleibend, vergrössert und verdickt, schmutzig grünlich; Fahnennerven dunkler. Im Innern rote Larven. Waldböckelheim.

65. Ebenda. Fruchtdeformation durch eine Asphondylia-Art. Hülsen unregelmässig, buckelig aufgetrieben, Gliederung fast aufgehoben, nach der Spitze zu die Schwellung fast erbsengross. Ebendort.

84. *Inula salicina* L. Dipterocecidium. Einzelne Blütenköpfe verdickt, steinhart, andere leicht zerreiblich. Aus ersteren entsprang *Myopites inulae* Ros. Ländel.

85. *Isatis tinctoria* L. Hemipterocecidium (Aphide). Triebspitzen-Deformation mit verkürzten Internodien und gekräuselten zusammengehäuften Blättern. Mainz.

86. *Knautia arvensis* Coult. Helminthocecidium? Der letzte Knoten unterhalb des Blütenstandes sehr stark verdickt und dicht behaart, die daselbst entspringenden Blütenstandstiele in grossem Bogen abwärts, dann wieder in die Höhe gebogen. Spabrücken.

87. *Lactuca scariola* L. Hemipterocecidium? (Aphiden?). Blätter weich und eng zusammengekräuselt. Hoxtal.

88. *Leontodon autumnalis* L. Phytoptocecidium? Köpfchen in eine hellgraue, wollige, kugelförmige Masse umgewandelt, von den nicht verbildeten, höchstens spinnwebig behaarten Hüllblättern umgeben. Von Blüten keine Spur; der Inhalt besteht aus Büscheln von fadenförmigen Blättchen, die von ebenso langen Haaren dicht bedeckt und an den Rändern dicht bewimpert sind. Die einzelnen Büschel entsprechen den Blüten. Münster a. St.

89. *Leucanthemum vulgare* Lam. Phytoptocecidium? An den Enden des kurzen Hauptstengels und der aufrecht abstehenden Äste stehen verkümmerte nicht über Hanfkorn grosse Blütenkörbchen in kopfartigen Ballen zusammengedrängt abnorm stark behaart. Kreuznach (Mühlberg ähnlich).

40. *Lycium halimifolium* Dippel [recte Miller]. Hemipterocecidium (Aphiden). Blätter der jungen Triebe stark gekräuselt, im Wachstum gehemmt, Internodien gestreckt. Kreuznach.

41. *Lythrum salicaria* L. Hemipterocecidium (Aphis spec., doch nicht lythri Schrk.). Internodien an der Spitze des beträchtlich verlängerten Blütenstandes verkürzt, Deckblätter vergrössert, Blüten nach der Spitze zu immer mehr und mehr verkümmernd. Kreuznach.

42. *Malva moschata* L. Phytoptocecidium. Blätter meist auf der Unterseite und da wieder besonders auf den verdickten Nerven mit grüngelblichem Haarfilz sehr dicht bedeckt, vielfach dütenförmig zusammengezogen und auch sonst in ihrer Form verunstaltet. Das Erineum geht oben auch auf die Stengel, Blütenstiele und Kelche über und kräuselt die jüngeren Blätter, sie beiderseits ganz überziehend, vollständig zusammen. Erzeuger: Eriophyes gymnoproctus Nal. n. sp. (mit Beschreibung!). Birkenfeld, Winterbach.

66. *Melilotus albus* Desc. Coleopterocecidium. Wie in *M. macrorrhizus*. Kreuznach.

43. *Meliolotus macrorrhizus* Koch. Coleopterocecidium. Blättchen zusammengefaltet mit schwammig verdickter Blattmasse von der Form einer kurzen

Digitized by Google

aber dicken Hülse mit der kleinen Käferlarve (Miarus campanulae L.) im Innern. Ländel.

44. *Mercurialis annua* L. Hemipterocecidium (Aphiden). Endtriebe deformiert; die jüngeren Blätter ganz zusammengekraust. Frankfurt, Kreuznach.

45. Ebenda. Coleopterocecidium (Apion?). Stengelanschwellung zwischen der Wurzel und dem ersten Blattpaar bis Hanfkorngrösse. Kreuznach.

46. *Nasturtium amphibium* R. Br. Dipterocecidium (Diplosis nasturtii Kieff.). Schwellung der geschlossenen Knospen oder Blüten bis Erbsengrösse. Naheufer.

47. Ebenda. Infloreszenzverkrümmung wie an *Draba muralis*. (Abgebildet Fig. 8 und 4.) Kreuznach.

48. *Pastinaca sativa* L. Hemipterocecidium (gelbe Aphiden). Starke Blattkräuselung und geringe Auftreibung der Blattscheiden. Kreuznach.

49. *P. opaca* Bernh. Dipterocecidium (Dichelomyia spec.). Die die jüngeren Triebe umhüllenden Blattscheiden sind verdickt und bisweilen sehr stark aufgetrieben, während der Trieb selbst durch die Menge der weisslichen Larven verkümmert. Martinstein.

50. *Philadelphus coronarius* L. Phytoptocecidium. Blätter zwischen den Nerven nach oben beutelig ausgestülpt. Ausstülpung weicher als das übrige Blatt. Unterseits treten die Nerven stark über die Blattfläche hervor, sind stellenweise verdickt, meist sehr unregelmässig gekrümmt, und ebenso verzweigt, wodurch das Blatt verunstaltet wird — vielfach nur auf einer Blatthälfte. Zu beiden Seiten der Nerven und in den Nervenwinkeln auf der Blattunterseite ein starker, schneeweisser Filz von langen Haaren, der besonders an der Mittelrippe stark ausgebildet ist, sie weit über die Hälfte begleitet und im ersten Viertel 7—8 mm Breite erreicht. Münster a. St., Düsseldorf.

51. *Punica granatum* L. Phytoptocecidium. Blattrandrollung nach unten durch Eriophyes granati Can. Kreuznach.

67. *Ranunculus auricomus* L. Helminthocecidium. Zweig auf das dreifache der normalen Dicke aufgedunsen, verkürzt, am Ende kreisförmig zurückkrümmt. Älchen. Kreuznach.

52. *Ribes grossularia* L. Dipterocecidium. Blätter trichterförmig zusammengerollt, Nerven verdickt, Behaarung der Unterseite dichter als bei den nicht angegriffenen Blättern. In der Falte weisse Larven. Kreuznach.

58. *R. aureum* Pursh. An den Blättern finden sich zweierlei Gallen:
   a) Kleine beulenförmige nicht entfärbte Auftreibungen nach oben, unterseits kleine Aphiden.
   b) Sehr spitze, hohlkegelförmige Erhöhungen auf der Oberseite, besonders auf den feineren Nerven, bis 2 mm hoch, ohne Haarbildung. Oft werden die Blätter unregelmässig, verkrüppelt. Ob Phytoptus? Kreuznach.

54. *Rosa*. Als Träger der Bedeguare werden noch notiert: *R. trachyphylla* Rau. Kreuznach und *R. pomifera* Herrm. Niederhausen.

55. *Scutellaria minor*. Phytoptocecidium. Abnorm dichte Behaarung unter Zusammenfaltung, Einrollung und Rotfärbung der befallenen Teile, nämlich die noch weicheren Endteile der Pflanze, wo der Filz auch auf den Stengel und die Blütenkelche übergeht. Haare mehrzellig, wie Drüsenhaare erscheinend durch Verkürzung der Mittelzelle. Birkenfeld.

68. *Silene otites* Sm. Hemipterocecidium (Aphiden). Verkürzung der Inter-

Digitized by Google

nodien von unten an, struppiger stark verbreiteter, oft nur grundständiger Blütenstand. Grund- und Stengelblätter der nicht blühender Triebe zu einer langen Röhre zusammengefaltet; Blätter schwach verfärbt, aber verdickt. Kreuznach.

56. *Solanum dulcamara* L. Phytoptocecidium. Die von Eriophyes cladophthirus erzeugte Blütenvergrünung und Triebspitzendeformation fast ganz kahl (ob der schattige Standort?). Kreuznach.

69. *Taxus baccata* L. Phytoptocecidium erzeugt von Eriophyes psilaspis Nal.: Verbildung der männlichen Blütenknospen, seltener auch der Blattknospen. Bäume über und über vergallt, doch sehr kräftig aussehend. Münster a. St.

57. *Teucrium scorodonia* L. Phytoptocecidium. Die oberen Blätter und Stengel nicht blühender Teile mit einem dichten Filz von über 1 mm langen Haaren überzogen, schneeweiss. Winzenheim, Laacher See.

58. Ebenso. Dipterocecidium? Fruchtknoten gestielt, in ein eiförmiges, kapselartiges Gebilde verwandelt, auf dessen Oberfläche die Teilung noch durch schwache Längsfurchung angedeutet ist. Galle nebst dem verkürzten, die krönenden Griffel behaart. Blütenstand durch die auf sehr verlängerten Stiele aufrecht stehenden Blüten mit den verwelkten nicht abfallenden Kronen straussartig zusammengedrängt. Kreuznach.

59. *Trifolium medium* L. Coleoptérocecidium. Einkammerige Knospengalle in den Blattwinkeln, erbsengross, rötlich, versteckt hinter den gleichfalls etwas aufgetriebenen und geröteten Nebenblättern. In jeder Galle eine weisse Käferlarve. Bockenau.

60. *Vincetoxicum officinale* Mönch. Dipterocecidium. Knospen- und Blütendeformation: Blütenknospen vergrössert, knorpelig verdickt, grünlich oder sich rötlich färbend; später in dicken, kurzen Lappen aufspringend. Im Innern weisse Springmaden der Gattung Contarinia. Doch wurde ein Exemplar von Sepsis cynipsera L. beobachtet. Simmerbach, Trechtlingshausen a. R., Linz a. Rh.

71. **Gerber, C.** Zoocécidies provençales in: Compt. rend. Assoc. franç. avanc sc., 30me sess., 1902, 1 part., p. 140—141, 2 part., p. 524—550, 86 fig. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 414, Marcellia, II, p. III.)

1. Phytoptocecidium auf *Clematis flammula* L. verursacht durch Epitrimerus flammulae n. sp. Blätter sind verdickt, gekrümmt, mit Warzen besetzt und mit kleinen Höckern; das Gewebe derb mit vergrösserter Zelltätigkeit. Perianth verdickt, braun und bleibend (nicht weiss und hinfällig). Oft bleibt die Deformation auf dieses oder einen Teil desselben beschränkt, oder erstreckt sich auch auf den Blütenstiel, oder auf die Staubgefässe und Fruchtknoten; im letzteren Falle verkümmern die Geschlechtsorgane. Künstliche Infektionsversuche haben gezeigt, dass die Blätter im ausgewachsenen Zustande den Angriffen widerstehen. Wenn der Angriff auf die Fruchtblätter vor der Befruchtung erfolgt, verkümmern sie, wenn nach derselben, hypertrophieren sie.

2. Phytoptocecidien an *Centaurea aspera* L., hervorgerufen durch Eriophyes calathidis n. sp. Die Angriffe sind viel weitgehender als jene durch Larinus longirostris Gyllh., in dem der ganze Habitus der Pflanze verändert erscheint. Die Äste sind gekürzt, gegen den Stengel gebogen und in der Achsel fast aller Blätter finden sich 2, 3 oder 4 veränderte Köpfchen. Diese sind abgerundet und öffnen sich nicht; der Blütenboden

Digitized by Google

ist stark hypertrophisch, in der Mitte gekrümmt, ohne Spur einer Blüte. Die Aussenschuppen sind grün, ohne Anhängsel, und tragen an der Spitze kleine nur mit der Lupe sichtbare Punkte; die folgenden sind kleine Blättchen, nach innen gekrümmt, S-förmig, gegen den Grund zu auffallend parenchymatisch; die innersten Schuppen in der Mitte sind auf gerade oder gekrümmte Fäden reduziert. In diesem veränderten Körbchen finden sich die zahllosen Milben. Versuche haben ergeben, dass die Infektion am Fusse von *C. aspera*, aber nicht an den Blättern von *C. amara* und *C. scabiosa* gelingt, auf denen C. centaureae vorkommt. Ebenso konnten *C. calcitrapa* und *C. aspera-calcitrapa* nicht infiziert werden, wohl aber *C. praetermissa* Martin-Donos, woraus sich die spezifische Gleichheit mit *C. aspera* ergibt.

3. Blütendeformation von *Erodium ciconium* Willd. Der Parasit ist eine Gallmilbe, Trichostigma ng. erodii n. sp. Die befallenen äusseren Blütenteile sind hypertrophisch, grünlich und behaart, das Ovarium rudimentär, nur abortierte Eichen enthaltend; die Staminodien sind auf 8 kleine, behaarte Lappen reduziert; die 5 fertilen Staubblätter sind kaum verändert. — Häufig lebt im Innern dieser Phytoptocecidien wie bei *Geranium* und *E. cicutarium* die Larve von Limobius borealis Payk., welche, wie der Käfer die hypertrophischen Blütenteile verzehrt.

72. **Gerber, C.** Habilat de l'Apion cyanescens Gyll. aux environs de Marseille in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 208—209, Fig.

Verf. fand die von Cordemoy ausschliesslich nur auf *Cistus albidus* beobachtete Galle auch auf *C. salvifolius* L. und, wenngleich selten, auch auf *C. monspeliensis* L. Ferner findet sich dieselbe bei *C. albidus* auch an den Knospen, in Form von eiförmigen Anschwellungen, die dann nicht mehr zu Zweigen weiterwachsen.

Somit gibt es Acro- und Pleurocecidien. Der Erzeuger ist Apion cyanescens Gyll.

78. **Gerber, C.** Sur une hemiptérocécidie et une coléoptérocécidie des environs de Marseille in: Compt. rend. soc. biol. Paris, LIV (1902), p. 476—477. — Extr.: Marcellia, II, p. IV.

Verf. gibt kritische Bemerkungen über die Käfergalle auf *Cistus* hervorgerufen durch Apion cyanescens, und über die von Cordemoy einem Käfer zugeschriebene, in der Tat aber von einer Psyllide zuzuschreibende Stengelgalle von *Urospermum picroides*.

Trotter bemerkt hierzu, dass dieselbe auch einer Gallwespe, Aulax Urospermi Kieff., zugeschrieben werden kann.

74. **Giard, A.** A propos de la „Notice critique sur le Catalogue des zoocecidies de MM. Darboux, Houard et Giard par l'abbé JJ. Kieffer" in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 52—53.

75. **Giard, A.** Sur une Psyllocécidie du *Rhamnus alaternus* L. faussement attribuée à une Cochenille in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 121—122.

Verf. fand in Algier auf *Rhamnus alaternus* Gallen, welche allgemein der Schildlaus Asterolecanium rhamni Kieff. zugeschrieben werden. Er konstatiert aber, dass dies falsch ist, und dass der Gallerzeuger Trioza Kiefferi. n. sp. ist.

76. **Gillette, C. P.** Cynipides and Cynipidous galls on oaks common to Jowa in: Proc. Jowa Acad., I (1890), p. 53—56.

77. **Goethe, R.** Über die Anpflanzung amerikanischer Reben. Flugschrift. ohne Druckort, 1901, 8°, 8 pp.

Digitized by Google

Kritische Beleuchtung der dernischen Veröffentlichung über Amerikaner-Reben als Mittel zur Behebung der Rebenlauskrankheit.

78. **Grempe, P.** Eine neue Methode erfolgreicher Reblausbekämpfung in: Illustr. landw. Ztg., 1902, p. 1021, 3 Fig. — Extr.: Jahresber. Pflanzenkrankh. V, p. 247.

Anwendung elektrischer Ströme.

79. **Guido.** Relazione intorno alla fillossera nel Cantone Ticino. Anno 1900. Bellinzona, litogr. cantonale, 1901, 8°, 82 pp.

79a. **Haustein, R. v.** Über Bryobia ribis Thomas in: Sitzungsber. naturf. Ges. Berlin, 1902, p. 128—186.

Ausführliche Darstellung der Biologie; Verf. hält sie von B. nobilis Koch nicht verschieden.

80. **Haustein, R. v.** Zur Biologie der Spinnmilben (Tetranychus Duf.) in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 1—7. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 415.

Verf. unterscheidet T. telarius L., welche durch Saugen an den Blättern der Linden bei starker Infektion diese vorzeitig zum Trocknen bringen. Die zweite Art T. althaeae findet sich auf *Althaea rosea*, *Lycium barbarum*, *Phaseolus multiflorus* und *Humulus Lupulus*, auf welch letzterer Pflanze sie den Kupferbrand erzeugt.

81. **Hellwig, Th.** Zusammenstellung von Zoocecidien. Aus dem Kreise Grünberg i. Schles. in: Allg. bot. Zeitschr., VIII (1902), p. 81—84, 197—198.

Fortsetzung der bereits erwähnten Arbeit. (Vgl. Bot. Jahrb., XXIX, 1901, p. 609, No. 125.) Behandelt die Polygalaceen bis Rosaceen.

82. **Hillyer, W. H.** A remarkable West African Leaf Gall in: Zoologist, VI (1902), p. 487—489, Fig.

Die Galle wurde „augenscheinlich" an einer *Ficus*-Art beobachtet und nur eine Pflanze war an Ort und Stelle nicht vergallt. Sie liegt am Blattgrunde und ist möglicherweise eine ungeöffnete Blattknospe. Zuerst ist sie blassgelblichgrün, mit unregelmässigen rötlichen Flecken. Zur Zeit der Reife wird sie dunkelgrün und die einzelnen Gall„kapseln" verbilden sich zu einer dichten Masse, durch welche das Blatt weiterwächst, aber nur verkümmert und unregelmässig; manchmal finden sich abortierte Blätter und Nebenblätter zwischen den einzelnen Gallindividuen. Bei der Reife bersten die Kapseln und breiten sich wie die Blumenkrone einer Blüte aus, im Innern eine helle Aprikosenfarbe mit faltiger Struktur zeigend. Die Farbe des Innern der Kapseln wechselt vom Gelb der Schlüsselblume beim ersten Öffnen durch nankingelb bis zum tiefen Marillenrot und welkt dann zu einer braunen und schwarzen Masse. Die reife Kapsel scheint gewöhnlich ein Insekt und je eine abgeworfene Haut zu enthalten, manchmal hängen zwei Kapseln im Innern zusammen, ehe sie aufspringen und dann finden sich in solch zusammengesetzten Kapseln zwei Insekten und abgeworfene Häute.

Die Redaktion, W. L. Distant, glaubt, die Galle stammt von Psylla ? lata Walker (1851).

83. **Houard, C.** Sur deux zoocécidies recueillies en Corse in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 86—87, 2 Fig.

Euphorbia pithyusa L. Dipterocecidium der Blüten. An der Spitze des Blütenstandes kleine grünliche Gallen in Form von schwach gekrümmten Hörnern. 7—15 mm lang, am Grunde 2—3 mm breit, die Oberfläche fein längsgestrichelt, an der Spitze mit kleinen unregelmässigen Anhängseln, welche als

Digitized by Google

die vier wohlerhaltenen Nektarien anzusehen sind. Das verlängerte Cecidium selbst ist als die verlängerte Hülle anzusehen. Eine Galle war kreiselförmig und gab Anlass zu dieser Erklärung. Im Innern findet sich eine grosse Höhlung mit harten holzigen Wänden, welche eine 8—6 mm lange, etwas behaarte, Larve bewohnt. Anfangs grün, wird die Galle später braun und zeigt ein seitliches Flugloch. — Vivario e Santa Severa auf Korsika, September; im April vorher bei Saint-Denis-du-Sig (Algier) eine ähnliche Deformation auf einer unbestimmten *Euphorbia*-Art, so dass es scheint, die Verbreitung hornförmiger Gallen findet auf dieser Gattung im Mittelmeergebiete ein weiteres Areal.

Inula viscosa Ait. Dipterocecidium der Blüten. Im Innern der Köpfchen, welche Brakteen und Zungenblüten am Rande zeigen, findet sich oft eine harte Masse, einzeln, dunkelgrünlich, eiförmig, unregelmässig, 8—15 mm gross. In der oberen Hälfte der Gallen sieht man ohne Ordnung die Röhrenblüten der Köpfchenmitte, eiförmig, viel grösser und plumper als in normalem Zustande und mit nicht geöffneter Korolle, von den Kelchhaaren eingeschlossen. Im Durchschnitte zeigen sich vertikale Längshöhlungen und am Grunde einer jeden liegt eine Larve; noch stehen sie mit den Blütenröhren in Verbindung. Somit sind die die Larven beherbergenden Grundteile der Blütenovarien hypertrophisch und zu einer Masse vereinigt, während die Blüten gleichzeitig im Fruchtboden nach aufwärts gehoben werden. — Die Galle ist auf Korsika sehr häufig, erscheint über die ganze Insel verbreitet zu sein; ferner wurde sie auch auf Sizilien und Majorca gefunden. Das Tier ist schon seit 1899 bekannt und ist nach ähnlichen Gallen als Myopites Olivieri Kieff. zu bezeichnen.

84. **Houard, C.** Sur quelques Zoocecidies nouvelles ou peu connues recueillies en France in: Marcellia, I (1902), p. 85—49, Fig.

Verf. gibt eine Liste von 59 Cecidien nach dem Substrate alphabetisch geordnet mit Hinweisen auf den Katalog. Zu diesem bildet die Arbeit insofern eine wertvolle Ergänzung, als für die betreffenden Arten oft zum ersten Male das Vorkommen in Frankreich konstatiert wird, dann durch die zahlreichen kritischen und berichtigenden Angaben, endlich durch Zeichnungen bereits bekannter Gallen.

1. *Acer campestre* L. Eriophyes macrochelus Nal. im Kataloge ist bei dieser Galle durch E. carinatus Kieff. Syn. zu ersetzen.
2. *A. opulifolium* Vill. Das Eriophydocecidium No 62 wird abgebildet.
8. *A. pseudoplatanus* L. Das Hemipterocecidium No. 82 wird abgebildet.
10. *Cakile maritima* Scop. Das Dipterocecidium No. 559 wird weitläufig behandelt und abgebildet.
18. *Diplotaxis tenuifolia* DC. Die Gallbildung von Asphondylia Stefanii Kieff. No. 1019 wird abgebildet.
28. *Genista tinctoria* L. Dipterocecidium (neu). Die Hülsen bleiben verkürzt, grünlich, eiförmig, 10—12 mm lang. Im Innern leben 1—2 orangerote Larven einer Asphondylia-Art, 5 mm lang; die Puppen sind braun. Mezilles (Yonne)
25. *Hypericum perforatum* L. Die Galle von Zeuxidiplosis Giardiana Kieff. wird abgebildet No. 1548 — nicht 158 wie im Texte steht.
28. *Lepidium draba* L. Coleopterocecidum (neu): Ceuthorrhynchus pleurostigma Marsh. Knotige Verdickungen am Wurzelhals. Montpellier und Nimes.
88. *Petroselinum (Sison) segetum* Koch. Eriophydocecidium (neu): Vergrünung

Digitized by Google

der Blüten mit Phyllomanie, ähnlich wie bei *Daucus carota*. Vimereux gegen Wimille.

86. *Polygonum aviculare* L. Die Galle von Augasma aeratella Zell. No. 2107 wird abgebildet und weitläufig erläutert.

88. *Quercus robur* L. Die Galle von Dryophanta disticha Htg. No. 2661 wird abgebildet.

46. *Rhamnus alaternus* L. Die als zu Asterolecanium rhamni Kieff. gehörige Galle No. 2788 wird einer Psyllide zugeschrieben und abgebildet.

47. *Rumex scutatus* L. Die Galle, welche der Trioza rumicis Loew zugeschrieben wird, No. 3088, gehört zum Teil der Uredospore von Puccinia rumicis scutati DC. an. Sie wird abgebildet.

48. *Salix cinerea* L. Die Galle von Oligotrophus capreae Winn. var. major Kieff., No. 3162, wird abgebildet.

51. *Sinapis turgida* Pers. Hemipterocecidium (neu). Umstülpung des Blattrandes — wahrscheinlich durch eine Psyllide. Montpellier.

52. *Solanum nigrum* L. Aphis solani Kalt.? (Neu.) Zweigspitzen mit Büscheln gekräuselter Blätter, jedenfalls durch eine Aphide veranlasst. Wimille (Pas de Calais) und Mezilles (Yonne).

58. *Viburnum tinus* L. Eriophydocedium (neu). Haarbüschel in den Nervenwinkeln unterseits, oberseits eine schwache Vertiefung. Italien, Alençon (Orne) und Montpellier.

85. **Houard, C.** Sur quelques Zoocécidies de l'Asie Mineure et du Caucase in: Marcellia, I (1902), p. 50—53, Fig.

Fagus silvatica L. Die Gallen finden sich auf der Oberseite des Blattes längs des Mittelnervs in ziemlich gleicher Entfernung vom Blattgrunde und von der Blattspitze zu 5. Sie gleicht kleinen halbkugelförmigen Knoten von 5—9 mm Durchmesser mit langen radienförmig gestellten Haaren und ist kastanienbraun. Auf der Unterseite finden sich den Gallen entsprechend kleine gelbgrüne Flecken, meist in den Nervenwinkeln abwechselnd rechts und links vom Hauptnerv. Sie haben 1,5 mm Durchmesser, sind sehr konvex und zeigen an der Spitze eine Öffnung. Trotz der Ähnlichkeit mit den Gallen von Oligotrophus annulipes Htg. und von Hormomyia piligera hält sie Verf. für verschieden von diesen; doch kennt er den Erzeuger nicht. — Naileh-Tchiflik (Adabazar) in der Asiatischen Türkei. Die Galle ist abgebildet.

Acer campestre L. Im botanischen Garten in Kouba (Kaukasus) wurden gefunden: 1. das Cephaloneon myriadeum Bremi; 2. die Galle von Eriophyes macrochelus Nal. (Catal. No. 40); 3. die Cecidomyidengalle nach Thomas (1892).

Quercus robur L. Ebenda wurden 4 Gallen gefunden: Neuroterus ostreus Gir., N. lenticularis Oliv., N. numismalis Oliv. und Trigonaspis synaspis Htg.

86. **Houard, C.** Note sur trois Zoocécidies d'Algerie in: Marcellia, 1 (1902), p. 89—91, Fig.

Erucastrum varium Durieu. Dipterocecidium. Blüten sich nicht öffnend, eine kugelige Masse von 8 mm Durchmesser erreichend. Kelchblätter hypertrophisch, Kronblätter vergrünt, Staubgefässe sehr kurz, fast gleichlang, Pistill wenig verändert. Jede Galle enthält im Innern 13—15 orangerote, gesellig lebende Larven von 1—8 mm Länge. Saint-Denis-du-Sig.

Quercus coccifera L. Hymenopterocecidium. Staubgefässe deformiert, 2,2 mm lang, eiförmig glatt, an der Achse des Fadens befestigt, am Grunde sehr breit, an dem oberen Ende mit einem braunen Punkte und einer Verbreiterung mit seitlicher Spitze. Das Innere ist hohl und beherbergt eine das-

Digitized by Google

selbe fast ganz ausfüllende Cynipidenlarve. An der oberen Hälfte der Galle findet sich seitlich eine Halbanthere von normaler Grösse. Ebenda.

Tamarix africana Poiret. Dipterocecidium? (Frauenfeld 1859). Galle eiförmig, grün, schwach gerötet, sehr gebrechlich, an der Oberfläche mit sehr kleinen hypertrophischen Blättchen, eine kegelförmige Zweiganschwellung von 20 mm Länge und 4—6 mm Durchmesser bildend. Die Wandungen sind sehr zart und umschliessen eine grosse längliche Höhlung, in deren Innern eine Cecidomyide, vielleicht aber ein Lepidopteron wohnt.

87. **Henard, C.** Simple liste de Zoocécidies recueillies en Corse in: Marcellia, I (1902), p. 91—94.

Die Liste umfasst 86 Gallenbildungen mit Angabe der Wirtspflanze und des Fundortes. Darunter werden mit Notizen begleitet: *Erica scoparia* L. mit Stengelverdickung von Nanophyes niger Waltl, *Euphorbia pithyusa* L. eine hornförmige, zarte Galle am Involucrum von 7—15 mm Länge.

Genista corsica DC. Cecidomyidengalle. Mehrkammerige Verdickungen der End- und Seitenzweige, bis 8 mm Durchmesser; Larvenkammern abgeflacht.

Juniperus communis L. (alpina Clusius!). Galle von Oligotrophus aus 2 Blattwirteln gebildet; die äussere Wirtel aus Nadeln von normaler Länge, aber auffallender Breite, die innere aus 3 atrophierten Nadeln gebildet. Eine andere Cecidomyiengalle besitzt gleichfalls zwei Wirtel, der äussere aus verbreiterten, an der Spitze nach rückwärts gekrümmten Nadeln bestehend.

88. **Jacobi, Arn.** Beobachtungen über die Chermesart der Nordmannstanne in: Allg. Forst- und Jagdztg., LXXVIII (1902), p. 127—128; Forstl. Rundschau, 1902, p. 82. — Extr.: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII, p. 487.

„Eine etwa 15jährige, einzeln stehende *Abies Nordmanniana* eines Gartens in Grünau a. d. Spree zeigte Mitte Mai 1901 eine Verbildung der Jahrestriebe derart, dass die Nadeln stark nach einwärts gerollt oder wenigstens nach abwärts gerichtet, bisweilen aber auch mit der Unterseite nach oben gedreht, die Triebe überdies in der Entwickelung der Achse und der Nadeln stark zurück geblieben waren. Die meisten Zweige und ein grosser Teil des Stammes, nicht aber die Unterseite der Blätter erschienen ziemlich dicht mit weissen runden Wollhäufchen besetzt, unter denen lebende Fundatrices einer Chermes festsassen. Der Verf. erachtet diese Form, deren Vorkommen an der Nordmannstanne bisher nur von K. Eckstein berichtet wurde, für völlig identisch mit der ungeflügelten parthenogenetischen Winterform von Ch. abietis L. Es ist nicht unwahrscheinlich, dass die Lebensgeschichte jener biologischen Form der abietis auf die Nordmannstanne beschränkt bleibt; jedenfalls gehört sie nicht zu dem Cyklus, innerhalb dessen eine Gallenbildung an der Wirtspflanze hervorgerufen wird."

89. **Kaserer, H.** Bekämpfung der Weinblattmilbe in: Weinlaube, XXXIV (1902), p. 813—814.

Es wird empfohlen, das Abreiben und Verbrennen der alten Rinde im Winter, das Bestreichen mit dünner Kalkmilch oder konzentrierter Eisenvitriollösung, der man einige Tropfen Schwefelsäure zusetzt.

90. **Kempel, A.** Notas sobre un Phytoptus genero di Acarina, parassito das plantas in: Boletin agric. Estado de San Poolo, 1902, p. 87—90.

91. **Kertész, C.** Catalogus Dipterorum hucusque descriptorum. Vol. II Cecidomyidae etc. Lipsiae, G. Engelmann, 1902, 8°, 357 pp. — Rec.: Marcellia, I, p. 187.

Die Cecidomyiden umfassen 154 Seiten und enthalten ca. 1000 Arten.

Digitized by Google

Der Verf., welcher sich im Systeme nach Kieffers Arbeiten gehalten hat, behandelt sie, wie die übrigen Arten in der Weise, dass von jeder Art die gesamte Literatur und Synonymie in Hinweisen auf Band, Jahr, Seite gegeben wird; am Schlusse werden stets die Wirtspflanzen aufgeführt. Auch die geographische Verbreitung ist beigefügt. Bemerkenswert erscheint, dass auf Seite 141—154 eine alphabetische Liste aller Wirtspflanzen nebst den auf denselben vorkommenden Cecidomyidenarten geboten wird, so dass dieser Katalog wirklich in jeder Beziehung als ein ganz vorzügliches Hilfsbuch für die Cecidomyidenforschung bezeichnet werden muss.

92. **Kew W. Wallis.** Notes on the Weevill Cocoons of the Figworts (*Scrophularia aquatica* und *S. nodosa*) in: Naturalist, London, 1902, p. 149—155, Figures.

Genaue Darstellung der biologischen Verhältnisse vom Cionus scrophulariae, deren Kokon die Samenkapseln der *Scrophularia* nachbilden. Die in früherer Zeit herangezogene Hypera hat zu entfallen und beruhen diese Angaben auf Verwechselung.

93. **Kieffer, J. J.** Descriptions de quelques Cynipides nouveaux ou peu connues et de deux de leur parasites (Hyménoptères) in: Bull. soc. d'hist. nat. Metz, XXII (1902), p. 1—18.

Callirhytis Marianii n. sp. ♀ Galle auf *Quercus suber* L., eine ellipsoidische Zelle auf der Rindenschichte bildend. Rom.

Andricus pseudococcus n. sp. ♀ Galle auf *Q. suber* und *Q. ilex*. Sie bildet sehr schwache Verdickungen des Blattparenchyms von $1^1/_2$ mm Länge und 1 mm Breite, welche den Blattrand kaum erreichen, oben braun, unten blassgrün, fast Cocciden ähnlich. Sizilien, Padua, Portugal, Libanon.

A. Buyssoni n. sp. ♀♂. Gallen auf *Quercus ilex* L. Hirsekorngross, oberseits glänzend mit roten, einfachen, gleichlangen Haaren besetzt, glänzend, unterseits kaum vorspringend, nicht behaart, in der Mitte glatt. Sie sitzen zahlreich an den Blättern. Tunis.

Loxaulus Ashmeadi n. ♀ Gallen auf *Quercus pedunculata* in Nordamerika aus Europa eingeführt, ähnlich jenen von Andricus trilineatus. Sie sind verlängert, dünnwandig, in der Richtung der Längsachse des Zweiges in der Holzschichte eingebettet, kaum vorspringend oder nur wie eine schwache Knospe erscheinend. Nordamerika.

Aulax crassinervis n. sp. ♀♂. Galle gross, abgerundet, 50 mm lang, 25 mm breit, an einem Zweige, vielkammerig und ähnlich jener von A. hieracii Bouché. Doch ist die Wirtspflanze dem Verf. unbekannt geblieben. Lyon. Die Wespe entwickelt sich im Mai des zweiten Jahres.

A. valerianellae Thoms. in den vergallten Früchten von *Valerianella olitoria* bei Bitche zahlreich aufgefunden — wird vom Verf. dem neu kreierten Genus Cecconia zugeteilt.

A. sonchi Stef. ♀♂ in Gallen auf *Sonchus asper* in Sizilien und Portugal beobachtet, wird ausführlich beschrieben.

Schliesslich wird Eurytoma Blanci n. sp. ♀♂ als Parasit bei Aulax crassinervus und Camptoptera dryophantae n. sp. ♀ als solcher bei Dryophanta folii L. beschrieben und eine grosse Zahl neuer Arten von parasitischen Cynipiden aus den Gattungen Alloxysta, Allotria und Eucoela beschrieben.

94. **Kieffer, J. J.** Notice critique sur le Catalogue des Zoocécidies de MM. Darboux, Houard et Giard in: Bull. soc. hist. nat. Metz, XXII (1902), p. 79—88.

Digitized by Google

Die Kritik enthält einige sehr bemerkenswerte Nachträge zu dem im Titel genannten Katalog, die vor der Benutzung derselben in Betracht zu ziehen sind. Dieselben beziehen sich auf No. 3, 4, 7, 8, 9, 13, 14, 19, 20, 23, 24, 48, 49, 87, 88, 153, 271, 476, 501, 629, 714—720, 721, 821, 822, 880, 855, 888, 1000—1008, 1004, 1161, 1190, 1193, 1194, 1261, 1586, 1588, 1540, 1548, 2195, 2197, 2288, 2895, 2410, 3617, 4131.

95. **Kieffer, J. J.** Revision du genre Aulax et des genres limitrophes d'Aulax, avec quelques notes [sur divers autres Cynipides in: Bull. soc. hist. nat. Metz, XXII (1902), p. 91—97.

Es werden 10 Genera von Cynipiden behandelt (Gonaspis Ashm., Diastrophus Htg., Panteliella Kieff., Xestophanes Först., Cecconia Kieff., Aulax Htg., Aulacidea Ashm., Phanacis Först., Timaspis Mayr und Tribalia Walsh) und von allen die bisher bekannt gewordenen Arten nebst der geographischen Verbreitung und den Wirtspflanzen aufgeführt.

Am Schlusse wird die neue Gattung Lytorhodites aus Nordamerika beschrieben und deren 6 Arten aufgezählt; 5 derselben leben in Rosengallen. Einige Synonyme schliessen den Aufsatz.

96. **Kieffer, J. J.** Über drei neue Cynipidengallen in: Centralbl. f. Bakter., VIII (1902), II. Abt., p. 639—640. — Extr.: Marcellia, I, p. 105.

1. Callirhytis Marianii n. sp. Galle auf *Quercus ilex*. Dieselbe befindet sich am Stamme, an Bäumen zwischen 10—20 Jahren, deren Rinde also grün und glatt erscheint. Sie wird zuerst als kleines durchscheinendes Rindenbläschen bemerkbar, und ähnelt den Harzbeulen der Coniferen; später erhärtet sie und zeigt dann Farbe und Beschaffenheit der normalen Rinde. Sie ist eiförmig rundlich, 6 mm lang, 4—5 mm breit, kaum hervortretend und zerreisst die Epidermis nicht. Die Larvenkammer liegt in der Korkschicht eingebettet und kann von derselben nicht gelöst werden; sie ist holzig, weiss, ziemlich dünnwandig, elliptisch, 4 mm lang, 2,5 mm breit; ihre Längsachse läuft mit der Längsachse des Stammes parallel, selten etwas schief; auf der Unterseite der Rinde tritt die Galle als eine knotenförmige Verdickung hervor. Häufig sind mehrere Beulen und somit auch mehrere Larvenkammern dicht neben einander und mehr oder weniger mit einander verbunden. Nach dem Ausschlüpfen der Wespen vertrocknet die Rinde, erscheint rissig und zerfällt in Stücke — was vielleicht durch die angelockten Spechte verursacht wird. Diese Gallwespenart gehört zu den schädlichen Insekten.

2. Andricus Cecconii n. sp. Die Galle bewirkt holzige, gelbe oder rote, glänzende und dünnwandige Staubblütengallen auf *Quercus macedonica*. Selten erscheinen letztere einzeln oder nur zu 3—4 auf demselben Kätzchen, ohne sich zu berühren; sie zeigen alsdann eine scheibenförmige Gestalt mit benabelter Mitte, einen abgerundeten Rand, einen Durchmesser von 8—12 mm und eine Höhe von 2,5—5 mm; Spindel nicht verdickt, normal. Häufiger stehen die Gallen zahlreich und dicht gedrängt auf demselben Kätzchen, und bilden so eine rundliche, 20 mm im Durchmesser haltende Masse. Sie nehmen alsdann eine keilförmige Gestalt an, indem sie am oberen freien Ende eine 10—20 mm im Durchmesser erreichende, unregelmässig begrenzte und nur undeutlich benabelte oft etwas eingesenkte Fläche zeigen, und sich von da bis zum Grunde allmählich verjüngen; solche Gallen erreichen durchschnittlich eine Höhe von 10 mm. Oftmals sind sie dermassen an einander gedrückt, dass ihre Endfläche verschwindet und von den als 2 Lippen zusammentretenden Rändern bedeckt wird. Der Durchschnitt zeigt am Grunde jeder einzelnen

Digitized by Google

Galle einen weissen oder bräunlichen, meist 5 mm hohen und 8 mm breiten Kegel, der mit seiner Spitze fast die obere Decke der Galle erreicht und in seinem Inneren vier langgestreckte Larvenkammern enthält; seltener ist dieser Kegel kleiner und nur 1—3kammerig. Italien.

8. Andricus zappellae n. sp. Gallen auf den Blütenkätzchen von *Quercus macedonica*. Die Blütenspindel verwandelt sich in eine 5—18 mm lange und 3—6 mm dicke, fleischige, rote, später trockene auch schwammige Masse, die teilweise mit dichtem grauem Haarfilz bedeckt ist. In dieser unregelmässigen Masse liegen zahlreiche holzige und sehr dünnwandige Zellen. Italien.

97. **Kieffer, J. J.** Les Chermes cécidogènes sur les Conifères dans le Nord de l'Europe in: Marcellia, I (1902), p. 80—88.

Verf. beschreibt folgende bis jetzt festgestellte Gallen der Gattung Chermes.

1. Chermes abietis L. (Ch. viridis Kalt) auf *Picea excelsa* (mit Biologie).
2. Ch. laricis Koch. Ist Ch. abietis, welche in Russland auf *Pinus silvestris*, selten *Larix*, *Abies pectinata* und *Pinus Cembra*, in Deutschland nur auf *Larix* auswandern.
3. Ch. lariceti Alt. Von voriger spezifisch verschieden; erzeugt Krümmungen der Lärchennadeln, wie jene.
4. Ch. geniculatus (Ratz.) Eckst. Erzeugt Krümmungen der Nadeln wie vorige Art, doch sind dieselben völlig behaart und bergen daselbst das Ei.
5. Ch. coccineus Ratz. Erzeugt Gallen auf *Picea excelsa* (mit Biologie).
6. Ch. strobilobius Kalt (lapponicus Cholodk). Ebenso.
7. Ch. tardus Dreyf. Wie obige auf *Picea*.
8. Ch. sibiricus Cholodk. Auf *Picea excelsa* schwache Deformation der Schösslinge erzeugend, welche normale und gekrümmte Nadeln tragen. Die Wintergeneration lebt als Ch. cembrae Cholodk. auf *Pinus cembra* und *P. strobus* und erzeugt Verfärbung der Nadeln.
9. Ch. Nordmanniana Eckst. Erzeugt Krümmung der Nadeln auf *Pinus Nordmanniana*.
10. Ch. orientalis Dreyf. Lebt an Schösslingen von *Pinus orientalis*, die zweite Form erzeugt wollige Stellen am Grunde der Nadeln von *Picea* und *Pinus orientalis*.
11. Ch. pini Ratz. Erzeugt auf *Pinus silvestris* L. Deformation der Nadelscheide.
12. Ch. corticalis Kalt. (Ch. strobi Htg?) Ebenso in Wollbüscheln von *Pinus strobus*.

98. **Kieffer, J. J.** Description de quelques Cécidomyies nouvelles in: Marcellia, I (1902), p. 115—120.

Perrisia myosotidis n. sp. Galle eine Kelchdeformation von *Myosotis palustris* L. bildend. Dieser erscheint hart, erweitert und rotgefärbt; die Korolle fehlt doch unter den Körnchen, welche normal entwickelt erscheinen, finden sich die Larven; die Spitze des Blütenstandes trägt gewöhnlich normale Blüten und normale Blütenknospen, woraus sich ergibt, dass die Mücke ihre Eier nur in die offenen, schon befruchteten Blüten ablegt. Bitche.

Clinodiplosis sarothamni n. sp. Diese Fliege lebt commensalistisch bei Contarinia pulchripes Kieff. in den Hülsen von *Sarothamnus scoparius* und *Genista tinctoria*. Die Verwandlung erfolgt in der Erde. Das Imago erscheint im Juni des folgenden Jahres. Bitch und Elsass.

Digitized by Google

Cl. urticae n. sp. Die Larven leben gesellschaftlich in den Gallen der Perrisia urticae Perr. auf *Urtica dioica* L.; Verwandlung in der Erde, Entwickelung im folgenden Jahre, ca. 8 Tage nach den Gallerzeugern. Bitche.

Contarinia craccae Kieff. findet sich auch auf *Vicia villosa* Roth und *V. varia* Host. bei Bitche und Götzenbrück.

99. **Kieffer, J. J.** Description d'une nouvelle espèce de Synergus in: Marcellia, I (1902), p. 120—121.

Synergus semisulcatus n. sp. Gallen (? „j'ai obtenu cette espèce de galles . . .") ellipsoidisch, 2 mm lang, 1,5 mm breit, grün, matt, runzelig, beiderseits breit abgerundet, und der Länge nach an der Seite eines Nervs auf der Unterseite der Blätter von *Quercus macedonica* und *Q. pseudoruber* befestigt; am Grunde der Galle eine Wulst. Italien.

100. **Kieffer, J. J.** Notiz über Andricus Schroeckingeri Wachtl in: Marcellia, I (1902), p. 121.

Verf. legt dar, dass ihm Mayer's Bemerkung bezüglich Andricus Schröckingeri und A. crispatus nicht entgangen sei. (Vergl. No. 121.)

101. **Kieffer, J. J.** Neue europäische Cecidien in: Allg. Zeitschr. f. Entom. VII (1902), p. 495—497. — Extr.: Marcellia, I, p. 187.

Quercus cerris L. und *Q. ilex* L. Verf. übertrug Callirhytis Marianii Kieff. aus Gallen auf *Q. ilex* L., welche er aus Velletri erhalten hatte auf *Q. cerris* L. und veranlasste sie daselbst zur Eiablage. Dadurch entstand eine sehr kleine und unansehnliche Knospengalle, welche erst im folgenden September nach dem Verlassen der Wespen an dem seitlichen Flugloch zu erkennen waren. „Diese neue Knospengalle sitzt einzeln in den Blattachseln oder zu mehreren an der Spitze eines Triebes. Man könnte sie leicht mit normalen Knospen verwechseln, die sie mit denselben in Färbung und Grösse übereinstimmt und ihre abweichende Gestalt mit dem blossen Auge nicht erkennbar ist. Sie sind länglich, eiförmig, nur 1,5 mm lang und 1 mm dick, am Grunde nicht von Knospenschuppen umgeben, überall mit spärlicher, kurzer, abstehender Behaarung, deren Länge etwa ein Viertel der Breite der Galle erreicht; jede Galle endigt in einen schnabelartigen, ebenfalls behaarten, meist eingekrümmten Fortsatz, dessen Länge ein Drittel oder die Hälfte der Länge der Galle beträgt; die Wand ist sehr dünn und umschliesst eine einzige Höhle. Seltener sind zwei oder drei Gallen an der Zweigspitze mit einander verwachsen und erscheinen dann unregelmässig gestaltet, grösser, zwei- oder dreikammerig mit mehreren Fluglöchern versehen." Die Wespe ist die agame Form der oben genannten Art und wird als C. Meunieri n. sp. bezeichnet.

Quercus pubescens Willd. Galle von Cynips Korlevici n. sp. Galle an Axillarknospen, 7—8 mm hoch und 5—6 mm breit, bräunlich, fast holzig, mehr oder weniger walzenförmig, am abgestützten oberen Ende fast bis zur Mitte in Gestalt eines umgekehrten Kegels offen oder ausgehöhlt; aussen etwas unterhalb der Mitte, eingeschnürt, von da bis zum Grunde lang und dicht weisshaarig, oberhalb der Einschnürung nur spärlich weisshaarig. Gallwand am Grunde der umgekehrt kegeligen Aushöhlung etwa so dick, als die Breite des leeren Zwischenraumes; in der unteren Hälfte ist sie dagegen äusserst dünn und umgibt eine kugelige, dünnwandige ringsum mit dem Gallenparenchym verwachsene, holzige Innengalle. Flugloch in oder kaum oberhalb der Einschnürung. Galle mit breiter Basis dem Zweige aufsitzend, aber nur im Zentrum mit der Unterlage verbunden. Bei Agram entdeckt.

Viburnum lantana L. Verf. spricht sich dahin aus, dass Beulen an den

Digitized by Google

Zweigen als ein von einer Tenthrinide erzeugtes Procecidium anzusehen seien, notiert aber in einer Fussnote, dass dieselben nach Pierre infolge der Eiablage von Lestes viridis L. entstanden seien. Alençon (und Moulins).

V. opulus L. Dieselbe Bildung (Alençon).

Crataegus monogyna. Beulenförmige fast kreisrunde 1,5—2 mm im Durchmesser haltende Rindenauftreibungen, sehr zahlreich an den Zweigen, jedoch nicht gereiht. Alle waren leer, mit einer runden Öffnung versehen und hatten das Vertrocknen der Zweige veranlasst.

Evonymus europaea. Beulenförmige Rindenauftreibung wie vorhin, die ebenfalls das Vertrocknen der Zweige bewirkt.

Prunus spinosa. Ebenso, doch nicht so zahlreich und das Absterben der Zweige nicht bewirkend.

Fraxinus excelsior L. Dieselbe Missbildung, aber nicht über 1,5 mm im Durchmesser und in dichten Längsreihen geordnet; Zweige dadurch absterbend.

Salix viminalis L. Beulenförmige Auftreibungen an der Rinde, 2—8 mm lang und 1 mm breit, stets quer liegend und mehr oder wenig bogenförmig, nach oben gekrümmt, bräunlich, auf der gelben Rinde ziemlich auffallend. Ei gelb. Die kleine runde Öffnung auf der Mitte der bogenförmigen Beule.

Sambucus nigra L. Beulenförmige Auftreibung an der Rinde der Zweige 1,5 mm lang, 1 mm breit, zerstreut vorkommend. Im Innern die Eihülle. — Alle diese Bildungen aus Alençon.

102. **Kirchner, O.** und **Boltshauser, H.** Atlas der Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftlichen Kulturpflanzen, VI. Serie. Weinstock und Beerenobst. Ulm, 1902, 8°, 20 Taf. mit Text.

Behandelt die Reblaus, den Heu- und Sauerwurm, den Springwurmwickler, die rebenschädlichen Rüsselkäfer, die Weincikade und die Milbenspinne, dann die Schildläuse des Weinstockes (Pulvinaria vitis, Lecanium vini) und die Pilzkrankheit (Phytoptus vitis).

103. **Koningsberger, J. C.** Einige allgemeine Bemerkungen über die Fauna von Buitenzorg und Umgebung. Bull. Instit. bot. Buitenzorg, No. XIII (Zoologie I), (1902), p. 8—18.

Kurze Zusammenfassung des bisher bekannten; erwähnt (p. 18) Mimikry, (p. 14) Reichtum des kleinen Waldes von Depok an Gallenbildungen.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

104. **Kolbe, H. J.** Über einen neuen Rübenschädling vom Mittelrhein. Ceutorrhynchus ruebsaameni n. sp., nebst Bemerkungen über einige verwandte Arten in: Entom. Nachr., XXVI (1900), p. 227—282.

Ceutorrhynchus ruebsaameni n. sp. Gallen an den Blättern von *Brassica rapa* L. und *B. oleracea* L. var. *gongylodes* L.: flachlinsenförmige Verdickungen von ca. 5 mm Durchmesser in dem Blattparenchym, in welchem die Larve lebt. Verwandlung in der Erde; Imago in demselben Jahre. Die Käfer im Frühjahre entstammen der Herbstgeneration des vergangenen Jahres. Nahegebiet bei Kreuznach.

Ausserdem werden von Gallbildnern aufgeführt:

C. pleurostigma Marsh. (sulcicollis Gyll). Erzeugt dicke, gallenartige Anschwellungen in dem oberen Teile der Wurzel resp. unten am unterirdischen Stengel der Kohlarten, der Kohlrübe und des Rapses.

C. contractus Marsh bildet ähnliche Gallen an *Thlaspi perfoliatum* und *Sinapis arvensis.*

Digitized by Google

C. hirtulus Germ. (drabae Laboulb.). Anschwellungen über der Blattrosette im Stengel unmittelbar über der Wurzel von *Draba verna*.

C. chalybaeus Germ. Anschwellungen des Stengels von *Thlaspi arvense*.

C. hirtulus Germ. Kleine runde Anschwellungen oben an *Thlaspi arvense*.

105. **Krause, E.** Gallen, Hexenbesen und Holzrosen in: Prometheus, XIV (1902), p. 43—45, Fig.

Behandelt speziell die Mistelbecher „Rosas de Palo", „Rosas de Madera", Holzrosen, von *Philodendron* erzeugt.

106. **Künstler, J. et Chaine, J.** Notice sur une Cecidomyie nouvelle in: Compt. rend. soc. biol., 1902, p. 585; Trav. soc. scient. Arčachon, VI (1892), p. ?.

Betrifft Kiefferia musae n. sp.

107. **Küster, E.** Cecidiologische Notizen. 1. Über die Beteiligung der Epidermis an normalen Gewebewucherungen in: Flora, XC (1902), p. 67—88, 1 Fig. — Extr.: Bot. Centralbl., LXXXIX, p. 275; Marcellia, I, p. 70.

Verf. untersuchte die Gallen auf *Ulmus* (Tetraneura ulmi und eine Cecidomyide), auf *Salix* (Phytoptus uud Nematus gallarum), auf *Quercus* (Nemoterus Centicularis), auf *Tilia* (Phytoptusarten), auf *Viburnum lantana* (Cecidomyia Reaumuri), auf *Juglans* (Erineum juglandis) und auf *Urtica* (Perrisia urticae), um die Frage zu beantworten, wie weit sich die Epidermis an abnormen Gewebewucherungen, insbesondere an Gallen beteilige und kommt zu dem Resultat, dass das Mesophyll, die Rinde und das Mark die eigentlich gallenbildenden Gewebe sind, während die Epidermis hierbei nur in ganz bescheidenem Masse beteiligt erscheint. Dasselbe gilt auch für die anders gearteten Gewebewucherungen, wie Callus, Intumeszenzen, Ersatzhydathoden. „Wo sie sich beteiligt, lässt sich aus der normalen Teilungsfähigkeit ihrer Zellen, insbesondere ihrer Befähigung zur Korkbildung, kein Rückschluss auf die Wachstums- und Teilungstätigkeit ziehen, zu der sie durch die Gallengifte veranlasst werden. So entsteht z. B. bei allen *Salix*-Arten der Kork aus der Epidermis, aber trotzdem kommen nur die von Hymenopteren, nicht die von Phytopten erzeugten Weidengallen mit Beteiligung der Epidermis zustande. Bestimmend auf das Schicksal der einzelnen Gewebe bei der Gallbildung ist also im wesentlichen die Art des auf die infizierten Gewebe wirkenden Giftes; die von einem solchen ausgehende Wirkung stellt nur für bestimmte Gewebe einen Wachstumsreiz dar.

Auch zwischen dem Verhalten der einzelnen Gewebearten und den verschiedenen Gruppen gallenerzeugender Tiere sind keine gesetzmässigen Beziehungen nachweisbar. So bleibt z. B. bei gewissen Ulmen- und Weidengallen die Epidermis einschichtig bei Infektion durch Milben oder Aphiden, zeigt aber Querteilungen nach Infektion durch Dipteren und Hymenopteren. Dass aber den Milbengiften nicht allgemein die Fähigkeit abgeht, in Epidermiszellen Querteilungen anzuregen, lehrt die Entwickelung gewisser Phytoptusgallen bei *Juglans* und Geranien."

108. **Kurmann, Fr.** Die Verbreitung der Reblaus in Österreich in: Weinlaube, XXXIII (1901), p. 873—877. — Extr.: Jahresber. f. Pflanzenkrankh., IV, p. 179.

109. **Lemée, E.** Les ennemis des plantes. Catalogue raisonné des insectes cécidogenes et non cécidogénes etc. in: Bull. soc. horticult., Orne, 1902, 2sem., 52 p., 8°.

Ein Katalog aller bisher um Alençon beobachteten Pflanzenkrankheiten, unter denen auch viele Gallenbildungen sich befinden. Die Pflanzengenera sind alphabetisch geordnet; die Aufzählung reicht bis *Juglans*.

Digitized by Google

110. **Leonardi, G.** Danni causati dalla Heliothrips haemorrhoidalis agli agrumi in: Boll. entom. agrar. e patol. veget., IX (1902), p. 241—244.

Die Orangen-, Limonien- und Zederpflanzen bei Messina und Nizza (Sizilien) zeigten auffallende lichte, unregelmässige Flecken auf der Blattunterseite. Diesen entsprechend war das Laub eingebuchtet und nach oben gewölbt; an diesen Stellen aber durch ebenso unregelmässige gelbliche Flecke gekennzeichnet. Auch auf den Früchten zeigten sich verschieden ausgedehnte lichtgraue Zonen, längs welcher das Oberhautgewebe abgestorben war und wie Schorf bei einer Berührung herabfiel. Zuweilen hatte sich unterhalb dieser toten Gewebsteile ein Vernarbungsgewebe bereits ausgebildet, das von unregelmässigen Furchen durchzogen war.

Ursache dieser Schäden ist der Blasenfüsser Heliothrips haemorrhoidalis Bché., von dessen Anwesenheit auf Agrumen bis jetzt wenig bekannt worden war. Solla.

111. **Lewis, J. H.** (On Eriophyes ribis) in: Journ. South East. Agric. Collye, No. 11 (1902), p. 55—80, 1 pl.

112. **Ludwig, F.** Insekten- und pflanzenbiologische Beiträge in: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 449—451.

Eine Krankheit des *Helleborus foetidus* L. An Gartenexemplaren aus der Gegend von Zürich, Boppard und Lörrach, doch nicht an den danebenstehenden aus dem Rhonetal und Rhön, dem Werratal und Jena zeigte sich erst Verkrüppelung und Verbiegung der Blättchen in der Sommerknospe, die schliesslich das Herz der Pflanze zum Absterben bringt, nachdem die jungen Blättchen verblichen und missfarbig geworden sind. Erst im Winter kommen die Pflanzen wieder zu einer normalen weiteren Entfaltung. Es wurde sicher Thrips communis Uzel, daneben unsicher eine andere Thrips-Art und eine Physopus-Art, sowie ein Sminthurus als Ursache der Erkrankung erkannt. Andere Gartenpflanzen, auch nicht andere *Helleborus*-Arten (*H. viridis*, *H. niger*) wurden befallen.

Thysanopterocecidien an *Acacia aneura* F. v. M. aus Inner-Australien. Die Blättchen waren abgefallen, die Blattspindeln besetzt mit etwa kirschkerngrossen kugeligen Gallen, die an zwei Punkten mit den Blattspindeln verwachsen waren. seltener zeigten letztere noch spindelförmige Anschwellungen. Die kugeligen Gallen sind im Inneren hohl, mit dünner, harter, völlig geschlossener Schale. gefüllt mit unzähligen Thysanopteren, welche eine neue Art der Phloeothripiden darstellen. Sie wird nicht benannt und nicht beschrieben. Broken Hill in Inneraustralien.

118. **Mader, J.** Massnahmen zur Bekämpfung der Reblaus in Tirol in: Allg. Weinztg., 1902, p. 439—440, 458—459.

114. **Malkoff, K.** Die Verbreitung der Phylloxera vastatrix Planch. in Bulgarien. Nach dem offiziellen Bericht des Ministeriums für Handel und Ackerbau, 1901. (Bulgarisch.) — Extr.: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII, p. 180.

Im Jahre 1884 waren 0,04 %, im Jahre 1890 2,07 %, im Jahre 1900 14,78 % aller Weinberge befallen.

115. **Malkoff, K.** Kurze Mitteilung über Pflanzenkrankheiten und Beschädigungen in Bulgarien in den Jahren 1896—1901 in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 350—351. — Extr.: Marcellia, II, p. V.

Aus Bulgarien sind folgende Zoocecidien notiert: Ceutorrhynchus assimilis, Schizoneura lanigera, Phylloxera vastatrix und Phytoptus vitis.

Digitized by Google

116. **Marchal, P.** Les Tarsonemus des Graminées. Decription d'une espèce nouvelle sur l'Avoine in: Bull. soc. entom. France, 1902, p. 98—104, 8 fig.

Gallenbildung auf *Avena* durch Tarsonemus spirifex n. sp. Vienne. Die Achse der Ähren, welche grossenteils noch in der Blattscheide eingeschlossen war oder unvollständig aus derselben hervortrat, war ein wenig unterhalb des letzten Knotens, pfropfzieherartig gedreht auf der Länge von 2 oder 8 cm; oft waren auch die Ährchenstiele mehr oder weniger um sich selbst gedreht. Die Drehungen, welche in der Achse lagen, sind sehr ansehnlich und erscheinen oft zu 5, 6 oder 7 in einer ziemlich regelmässigen Spirale. Der Hafer entwickelt sich schlecht und die Ähre macht nur einen unvollkommenen Eindruck.

Bisher sind bekannt geworden: auf *Oryza* Tarsonemus Oryzae Targ.-Tozz. (1878) als „Bianchella"; auf *Stipa capillata, St. pinnata* und *Triticum repens*. T. Canestrinii Massal. (1897); auf *Phleum pratense, Agropyrum repens* und *Festuca rubra*: Tarsonemus culmicolus Reut. (1900); Michael (1890) erwähnt eine Art auf Zuckerrohr in Queensland und Barbados.

Doch nur die vorliegende Art und jene von Massalongo erzeugen Gallen.

117. **Massalongo, C.** Di un elmintocecidio scoperto sopra la *Koeleria cristata* Pers. in: Boll. di naturaliste di Siena, XXI (1901), p. 89—90. — Extr.: Marcellia, I, p. 79.

Verf. fand bei Tregnago (Prov. Verona) *Koeleria cristata* Pers., welche mit Tylenchus besetzt war, welche wahrscheinlich wie jene auf *Koeleria glauca* DC. dem T. phalaridis Steinb. angehören. Die Gallen sind kegelförmig, violett, 2—3 mm lang, 1 mm dick und liegen im Fruchtknoten oder in den Spelzen, welche dadurch asymmetrisch und gekrümmt erscheinen.

118. **Massalongo, C.** Di un nuovo genere di Ditteri galligeni in: Marcellia, I (1902), p. 54—59, Fig.

Oreolia Kieff. et C. Massal. n. gen. cynodontis Kieff. et C. Massal. n. sp. erzeugt Gallen auf *Cynodon dactylon* Pers. Emilia, Toskana, Verona. Dieselben sind knospenförmig und stehen an der Spitze des Halmes oder an Seitenästen. Sie bestehen aus 5—7 deformierten Blättern, welche die Larvenhöhle einschliessen. (Vergl. Bot. J., XXI [1893], 1. Abt., p. 888, No. 47.)

119. Massnahmen zur Verhütung der Weiterverbreitung der Reblaus in Elsass-Lothringen in: Weinbau und Weinhandel, XX (1902), p. 582.

120. **Mayer, C.** Phylloxera in: Agric. Journ. of the Cape of Good Hope, XX (1902), p. 573—577. — Extr.: Jahresber. Pflanzenkrankh., V, p. 269.

Angaben über das Propfen auf amerikanischen Reben und das sogenannte Kulturverfahren mittelst Schwefelkohlenstoff.

121. **Mayr, G.** Notiz über Cynipiden in: Marcellia, I (1902), p. 108.

Verf. konstatiert nochmals (1880), dass Andricus Schroeckingeri Wachtl ♂ zu A. crispator Tschek. gehöre.

122. **Mayr, G.** Hymenopterologische Miszellen in: Verh. zool. bot. Ges. Wien, LII (1902), p. 287—308.

Der Aufsatz handelt auch „über nordamerikanische Cynipiden", aber nur in zoologisch-systematischem Sinne, indem er Diagnosen ergänzt und Synonyme aufzählt.

123. **Melsheimer, Marc.** Über Vergrünungserscheinungen an Blüten von *Vitis vinifera* in: Verh. Ges. deutsch. Naturforscher u. Ärzte, 73. Versammlung, 1902, II. Bd., 1. Hälfte, p. 239—240.

124. **Moenkemeyer, H.** *Hypnum fluitans* L. mit Anguillulagallen in: Hedwigia, XLI (1902), p. (22)—(23).

Digitized by Google

Hypnum fluitans L. zeigte auf dem Kamm des Riesengebirges dick angeschwollene Endknospen. In denselben fanden sich Älchenkolonien in verschiedenen Altersstufen. Die Pflanzen waren degeneriert, die Gallknospen zeigten sich im Bau und Zellnetz vom Typus völlig verschieden. Die unteren Stengelblätter sind normal ausgebildet, meist bis auf die Rippe reduziert, die oberen lanzettlich, die folgenden Blätter bedeutend breiter und kürzer, die Rippe tritt stärker hervor, die Serratur wird deutlicher; die Blätter der Knospe sind hohl und sehr breit, zeigen anfangs eine stark verbreiterte Rippe, welche bei den innersten Blättern aber völlig verschwindet, ausserdem sind letztere stark kappenförmig nach innen gebogen, und liegen sehr fest aufeinander. Das Zellnetz ist vollständig degeneriert und sehr weitlumig. Die Spitze der innersten Blätter zeigt weite Zellen von gleicher Länge und Spreite, parenchymatisch, prosenchymatisch, rechteckig, dreieckig und rundlich.

Ähnliche Gallen wurden auch bei anderen Harpidien, namentlich bei *H. aduncum* gefunden.

125. **Molliard, M.** Caractères anatomiques de deux Phytoptocécidies caulinaires internes in: Marcellia, I (1902), p. 21—29, Pl. I.

Behandelt die Histologie der Gallen von Eriophyes pini Nal. auf *Pinus silvestris* und jene von Eriophyes obiones n. sp. (Fig. 12) auf *Obione pedunculata*. Die Vergallung derselben besteht in Verdickungen des Stengels ziemlich auffälliger Rotfärbung und starker Veränderung der Blütenteile, welche vom Parasiten bewohnt werden.

126. **Molliard, Marin.** La galle du Cecidomyia cattleyae n. sp. in: Marcellia, I (1902), p. 165—169, Tab. II.

Beschreibung der Vergallung von Luftwurzeln an *Cattleya Warneri, C. Mossiae, C. Sanderiana, C. Mendeli*, die dann auch auf *Laelia purpurata* und *Acrides* spec. übergeht in makro- und mikroskopisch histologischer Richtung: auch der Gallerzeuger Cecidomyia cattleyae n. sp. wird oberflächlich beschrieben.

127. **Moritz, J.** Massregeln zur Bekämpfung der Reblaus und anderer Rebenschädlinge im Deutschen Reiche. Zusammenstellung der in Geltung befindlichen reichs- und landesgesetzlichen Vorschriften sowie einer Anzahl ergangener Vollzugsverfügungen. Herausgegeben von der Biol. Abt. f. Land- u. Forstwirtschaft am kais. Gesundheitsamte in Berlin. Berlin, P. Parey, 1902, 8°, 370 pg.

128. Moth borer in Sugar cane in: Agric. News Philadelphia, I (1902), p. 8.

129. **Müller-Thurgau, H.** Zum Kampfe gegen die Reblaus in: Schweiz. Zeitschr. f. Obst- und Weinbau, X (1901), p. 194—198, 244—246, 307—314, Fig.

Da eine vollständige Ausrottung nicht möglich ist, empfiehlt Verf., die Ausbreitung möglichst lange aufzuhalten.

180. **Müllerklein, Alex.** Zur Frage der Reblausbekämpfung in: Deutsche Gärtnerztg., XVII (1902), p. 212—215.

Betrachtung der Frage vom gesetzlichen Standpunkte.

181. **Müllner, M. A.** Eine neue Galle auf *Quercus Ilex* L. in: Verh. zool. bot. Ges. Wien, LII (1902), p. 14—15. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 329. — Extr.: Marcellia, I, p. 106.

Galle auf *Quercus ilex* L. am Monte Giovanni bei Lussin piccolo beobachtet. „Der Rand der Cupula der Früchte, der bei normalen Exemplaren eine ziemlich scharfe kreisrunde Schneide bildet, war verlängert, etwas ver-

Digitized by Google

dickt und nach innen 1,5—2,5 mm weit eingerollt, so dass ein nach aussen mehr oder weniger ausladender Wulst sich zeigt, der bald ringförmig, bald unregelmässig gekräuselt war, oder lappig geteilt mit tieferen spitzen bis leichten rundlichen Buchten. Die weissliche seidige Behaarung der Fruchtbecher war auf der Aussenseite etwas stärker, auf der Innenseite bedeutend dichter und die Haare daselbst nicht anliegend, sondern fast senkrecht abstehend. Die Eicheln dagegen zeigten gar keine Veränderung oder waren nur unbedeutend verkleinert."

Der Erzeuger ist zweifellos eine Milbe.

182. **Nalepa, A.** Neue Gallmilben. 21. Fortsetzung in: Anzeig. Akad. Wiss. Wien, XXXIX (1902), p. 219—228.

Eriophyes gymnoproctus n. Verbildung der Triebspitzen und der Blätter von *Malva moschata* L. Kreuznach, Linz a. Rh.

E. vermicularis n. Knospenanschwellungen an *Acer obtusatum* W. K. Botanischer Garten Wien.

E. salicorniae n. Kugelige Anhäufungen von verkürzten, deformierten Seitenzweigen (wohl von *Salicornia*? Ref.). Cypern.

Ferner wird erwähnt:

Lycopsis arvensis L. Blüten vergrünt, dichte weisshaarige Massen bildend: E. eutrichus Nal. Hohenau, N.-Österr.

Quercus ilex J. Becher deformiert, innen abnorm behaart: E. ilicis rudis n. var. Lussin piccolo.

Ranunculus repens L. Verunstaltung und Missfärbung der Blätter: E. rhynchothrix Nal. St. Goar a. Rh.

188. **Nalepa, Alfr.** Neue Gallmilben. 22. Fortsetzung in: Anzeig. Akad. Wiss. Wien, XXXIX (1902), p. 885—886.

Eriophyes violae n. sp. Blattrandrollung nach oben ohne Verdickung an *Viola Riviniana* Rchb. bei Gloggnitz und an *V. tricolor* L., Umgebung von London.

E. sonchi n. sp. erzeugt derbwandige, mehr oder weniger halbkugelförmige Gallen an der Oberseite der Blätter von *Sonchus maritimus* L. Grado.

Weiter wird erwähnt:

Symphyandra Wanneri Heuff. Vergrünung der Blüten durch Eriophyes Schmardae Nal. Banjaluka in Bosnien.

Mentha mollissima Borkh. Verbildung der Blütenstände mit dichter eiweissfiliziger Behaarung der Blätter durch Eriophyes mentharius Can. Görz.

Cydonia vulgaris Pers. Blattpocken durch Eriophyes piri (Pagenst.) Nal. = E. orientales Focken.

184. **Nalepa, J.** Eriophyes gymnoproctus n. sp. Geisenheyner in: Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 278.

Auf *Malva moschata*. (Vergl. No. 70.)

185. **Nicastri-Vulcano, R.** Nuove osservazioni intorno alla Anguillula radicicola della vite in: Giorn. di Viticult. e di enol., X (1902), p. 489—494. — Extr.: Marcellia, I, p. 180.

Verf. bespricht die Verbreitung von Heterodera radicicola mit der Rebe und konstatiert nach eigenen Beobachtungen, dass die Verbreitung durch den Düngerapparat, die Feuchtigkeit der Erde und die Vergesellschaftung mit anderen Pflanzen, welche regelmässig Anguillulen beherbergen, erfolgt.

186. **Nielsen, J. C.** Biologiske og faunistiske Meddelelser om Danske Cynipidae in: Entom. Meddelelser Kjöbenhavn, 2. Rakke, I. Bind, 4. Hefte, (1902), p. 229—282.

Digitized by Google

1. Andricus Sieboldii Htg. og Synergus incrassatus Htg. Wenn die Galle von Andricus Sieboldii Htg. mit den Eiern des Parasiten Synergus incrassatus behaftet sind, hört ihre Entwickelung auf, sobald sie anfangen, Kegelform anzunehmen, und sie bleiben dann meist unter der Rinde verborgen; nur wenn die Gallen aussergewöhnlich gross oder zu mehreren in einer Reihe angeordnet sind, kann die Rinde gesprengt werden und es gelangen die Gallen dann zum Teil an die Oberfläche. In den Gallen überwintern bis 12 Puppen des Parasiten, in der einzelnen Galle stets nur ein Pärchen. Die Art ist ausgeprägt proterandrisch; die Männchen entwickeln sich 8—14 Tage vor den Weibchen.

2. Neue Arten der dänischen Fauna Andricus rhizomae Htg. und A. trilineatus Htg. Während die Andricus trilineatus-Imagines die Gallen im September verlassen und die Gallen der agamischen Generation A. radicis Htg. erzeugen, überwintern die Parasiten in den Gallen der ersteren (Synergus Heyneanus Htg., S. rugulosus Htg. und Megastigmus dorsalis Fbr.), d. h. der Sommergeneration. Sie sind daher nur auf eine Generation beschränkt und es überspringt somit der Parasit die agamische Generation seines Wirtes.

187. **Noack, F.** Phytopathologische Beobachtungen aus Belgien und Holland in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 848—849. — Extr.: Marcellia, II, p. V.

Die aus Holland aufgeführten Zoocecidien sind: Saperda populnea, Blennocampa pusilla, Cecidomyia piricola, C. piri, Aphis mali, Schizoneura lanigera, Phytoptus piri, Tylenchus devastator, Heterodera radicicola und H. Schachtii.

188. **Noël, P.** La Cécidomyie du hêtre (Hormomyia fagi) in: Naturaliste, XXIV (1902), p. 18.

Ausführliche Beschreibung des Tieres, der Galle und des Vorkommens.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

189. **Osterwalder, A.** Nematoden an Freilandpflanzen in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 838—842, 1 Fig. — Ref.: Bot. Centralbl., Bd. XCII, p. 888; Marcellia, II, p. VI.

Verf. spricht die Ansicht aus, dass bei der Infektion von Nematodenkrankheiten der morphologische und anatomische Bau der Blätter jedenfalls eine hervorragende Rolle spielt; namentlich scheinen Gewächse mit saftigen resp. grundständigen Blättern der Nematodengefahr ganz besonders ausgesetzt zu sein.

Folgende Pflanzen werden als neue Nematodenwirte bezeichnet: *Anemone japonica, A. silvestris, Ranunculus montanus, Atragene alpina, Eryngium alpinum, Chelone glabra, Scabiosa silenifolia, Phlox decussata* (Ritzema Bos 1901), *Spiraea astilboides, Epipactis palustris, Cystopteris fragilis, C. bulbifera, Hepatica triloba, Ranunculus alpestris* und *Heuchera sanguinea*. Nur *Cystopteris fragilis* wurde im Wachstum merklich gehemmt; bei den übrigen war der Schaden kaum nennenswert. Bei allen Arten, mit Ausnahme von *Epipactis palustris*, treten auf den Blättern scharf umgrenzte Flecken auf, welche zwischen den Nerven eckige Figuren bilden; eine Erscheinung, welche somit auf Nematodeninfektion deutet, — allerdings aber auch auf Peronosporainfektion deuten kann. Die Tiere gehörten zweier Arten an: die allermeisten waren Aphelenchus olesistus; zwei Arten (obige *Chelone* und *Phlox)* wiesen Tylenchus vastatrix auf. *Phlox decussata* zeigte im ganzen makro- und mikroskopischen Aufbau eine

Digitized by Google

Menge genauer geschilderter Abnormitäten: Stengelverdickung, Hauptnervwucherung und missbildetes Wachstum.

140. **Peglion, V.** La fillossera delle vite: nozioni sommarie intorno alla questione fillosserica in: Italia. Avellino, E. Pergola, 1901, 8°, 44 pg.

141. **Peglion, Vittorio.** La fillossera e le principali malattie crittogamologiche della vite con speciale riguardo ai mezzi di difesa. Milano, U. Hoepli, 1902, 16°, VIII, 802 p., Fig. (Manuali Hoepli). — Extr.: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII, p. 121.

Behandelt insbesondere die Gallenbildungen.

142. **Peglion, V.** Malattia del *Cyclamen* cagionata da Heterodera radicicola in: Italia agric., XXXIX (1900), p. 444—445, tav.; Italia ortic. I (1902), p. 194—196; Atti accad. georgofil. ital., XXV, 1902, disp. 2a. — Extr.: Marcellia, I, p. 180.

Verf. beschreibt die durch eine Nematode hervorgerufenen Veränderungen von *Cyclamen europaeum* und *C. persicum*, die sich in der Umgebung von Rom, Ferrara und in der Romagna vorfanden. Die angegriffenen Partien besiedelt später ein Pilz, Atractium tubericolum Sacc. et Peglion.

148. **Pierre.** Deformation de *Jasione montana* L., par Phytomyza affinis Fall. in: Marcellia, I (1902), p. 88—84.

Der infizierte Spross stellt das Längenwachstum ein und verliert seinen Endkegel, ohne sich abnorm zu verdicken. Die Blattwirtel sind sehr auffallend genähert, die Endblätter oft rosettenförmig gestellt, im Innern den Larvenkanal bergend. Wenn die Seitenzweige bewohnt sind, sieht die Pflanze wie eine Kopfweide, büschelförmig aus.

144. **Pierre.** Nouvelles cécidologiques du centre de la France in: Marcellia, I (1902), p. 95—97.

Auf *Medicago media* Pers. findet sich die Hülsengalle, welche von Sibinia aureola Ries. erzeugt wird.

Auf *Teucrium scorodonia* L., dann auch, aber seltener auf *Betonica officinalis* L., *Veronica officinalis* L., *Potentilla tormentilla* und *Hypericum pulchrum* L. findet sich eine Coccidengalle an den Stengeln (bei *Betonica* nur am Blattstiel), als kegelförmige Anschwellung desselben, mit vollständig erhaltenen Winkeln und Verkrümmung der Achse, wo das Insekt eine unbestimmte Coccide aufsitzt. Dieselbe befindet sich am Grunde einer eiförmigen äusserlichen Vertiefung, welche durch eine ebensolche leicht vorspringende Leiste begrenzt wird. Die affizierte Stelle zeigt 15—20 mm Länge. Eine weitläufige histologische Schilderung schliesst die Arbeit.

145. **Pierre.** Sur la ponte d'un Néoroptère cécidozoon, Lestes viridis Van d. Lind. in: Rev. scient. du Bourbonnais et du centre de la France, XV (1902), p. 181—194. — Extr.: Marcellia, I, p. 186.

Verf. teilt mit, dass eine Libelle, Lestis viridis Van der Lind. die Eier in die Zweige verschiedener an den Wasserläufen stehender Bäume legt, so von *Alnus, Betula, Cerasus, Cornus, Crataegus, Fagus, Fraxinus, Ligustrum, Nyssa, Pirus, Populus, Prunus, Quercus, Rhamnus, Rubus, Salix, Ulmus, Viburnum.* Dadurch entsteht im Rindenparenchym eine kleine Callusbildung resp. ein Auswuchs von 1,5—2 mm Länge und 0,5—1 mm Breite. Die ausschlüpfende Larve begibt sich von da aus direkt ins Wasser. Es wäre dies also ein Procecidium.

Digitized by Google

146. **P(ohl), W.** Die Reblaus, ihr Vorkommen und Vorschlag zu ihrer Ausrottung in: Meraner Zeitg., XXXVI (1902), No. 3, 5, 6; deutsche landwirtsch. Wochenschr., 1902, p. 87—89.

147. **Portele, K.** Die Reblaus in Tirol in: Weinlaube, XXXIII (1901), p. 387—389.

148. **Portele, K.** Bisheriges Ergebnis der Durchforschung in den durch die Reblaus verseuchten Weingebieten am Obermais, Kaltem und Magdalena in: Weinlaube, XXXIII (1901), p. 361—368.

149. **Portele, K.** Die Reblaus in Tirol in: Weinlaube, XXXIII (1901), p. 412—418, 425—427.

150. **Portele, K.** Bericht über die im Schutzdienste gegen die Reblaus im Herbst 1901 und im Frühling 1902 in Tirol durchgeführten technischen Arbeiten in: Weinlaube, XXXIV (1902), p. 257—259, 268—270.

151. **Preyer, Axel.** Schädigung von Bananen durch Nematoden in: Tropenpflanzer, VI (1902), p. 240—242.

Verf. untersuchte eine um Kairo häufig auftretende Krankheit der Bananen, die sich äusserlich darin zeigt, dass zunächst die Blattspitzen und besonders das jüngste Herzblatt absterben und verfaulen; unter Hinzukommen von Ameisen und anderen Organismen dringt diese Fäulnis bis tief in den Stamm, der verkrüppelt, zur Fruchterzeugung untauglich wird und zahlreiche, dicht gedrängt stehende, kleine und unvollkommene Blätter bildet. Als Erreger der Krankheit wurde nun ein dem Tylenchus acutocaudatus Zn. sehr ähnlicher Nematode gefunden, der zunächst durch Ablegen der Eier kleine knollenartige Verdickungen insbesondere an den feineren Haarwurzeln hervorruft und von dort in das Gewebe vordringt. Mit dem Saftstrom gelangen die Nematoden bis zum verfaulenden Herzblatt und sind gerade dort in grosser Menge anzutreffen; Eiersäcke finden sich jedoch im Gewebe des Stammes nicht. Zur Bekämpfung wurden Versuche durch Isolierung der befallenen Parzellen und starke Düngung mit Chilisalpeter unternommen. Es erscheint nicht ausgeschlossen, dass auch andere Kulturpflanzen, z. B. Klee und Zuckerrübe befallen werden. H. Handel-Mazzetti (Wien).

152. **Rabaud, E.** Actions pathogènes et actions teratogènes in: Compt. rend. acad. sc. Paris (1902), p. 915. — Extr.: Marcellia, II, p. XXVIII.

Nach dem Verf. hat man teratologische und pathologische Erscheinungen zu unterscheiden. Bei den ersteren verliert die lebende Substanz keine ihrer fundamentalen Eigentümlichkeiten; in ihr erscheint nur eine verschiedene histologische Differenzierung und ein abweichendes Wachstum in den einzelnen Organen. Derselbe Impuls kann daher den Anstoss geben nach beiden Richtungen, nach der einen zu primären oder teratologischen, nach der anderen zu sekundären oder pathologischen Veränderungen.

153. **Rainford, E. H.** Combating Phylloxera in: Queensland Agric. Journ., X (1902), p. 42—44. — Extr.: Jahresber. Pflanzenkrankh., V, p. 269.

Es wird gegen die Behauptung polemisiert, dass die auf amerikanischen Unterlagen veredelten Reben ungenügend widerstandsfähig gegen die Reblaus und der aus solchen Veredelungen gewonnene Wein von geringerer Qualität sei.

154. **Rainford, E. H.** Reblausherde in Unterfranken in: Weinlaube und Weinhandel, XX (1902), p. 390.

155. **Rechinger, C.** Über ein seltenes Phytoptocecidium auf *Artemisia campestris* L. und seine Ähnlichkeit mit *Filago arvensis* L. in: Verh. zool. bot.

Digitized by Google

Ges. Wien, LII (1902), p. 152—153. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 880; Marcellia, I, p. 106.

An einem einzigen Stocke von *Artemisia campestris* fand sich eine Vergrünung und Vergrösserung der Blüten verbunden mit Verzögerung des Wachstums des ganzen Blütenstandes. Die Anzahl der Blüten war sehr vermindert, der ganze Blütenstand mässig zusammengezogen, und dicht weissfilzig behaart — Wachau in Niederösterreich.

Die Gallenbildung war durch die abweichende Gestalt der Blütenköpfe, ihre Grösse und rein weisse Färbung sehr auffallend und sah auf den ersten Blick wie ein Individuum von *Filago arvensis* L. aus. Es ist nicht unwahrscheinlich, dass diese Nachahmung für die Gallenbildung einen Schutz bedeutet, da letztere Art den Tieren keinerlei gesuchte Speise darbietet. Die Gallenbildung wird durch eine Phytoptus-Art veranlasst.

156. Relazione sulla campagna antifillosserica nella provincia di Catania nel 1901, fino 1902 in: Bull. Ministère Agricult., IV (1902), p. 1058—1059.

282 ha wurden mit Schwefelkohlenstoff behandelt, 270 ha durch Überschwemmung gerettet.

157. Relazione sullo stato della infezione fillosserica e sui provedimenti attuati nel 1900 contro la fillossera presentata dal presidente del Consiglio, Comera del Deputati, No. 80. Roma, 1902, 8°, 247 p.

158. **Reuter, Enzio.** Physopus tenuicornis Uzel als Erzeuger totaler Weissährigkeit bei Hafer in: Meddel. soc. fauna et fl. fenn., XXVII (1901), p. 115—120.

Verf. beobachtete bei Pargas (Åbo-Schären) eine neue Form totaler Weissährigkeit des Hafers. Die gelben, gegen die grünen unteren Teile auffallend abstechenden Rispen bleiben meistens in der obersten Blattscheide stecken; die Blütenstände erscheinen am obersten Knoten gerade abgeschnitten und oft von der früheren Ansatzstelle abgelöst. Es kommen dabei 8 Thripiden in Betracht: Aptinothrips rufa Gmel. benagt den Halm ganz unregelmässig und saugt den weichen, saftigen Halm oberhalb des obersten und zweitobersten Knotens aus; Limothrips denticornis Hal. saugt an der Innenseite der Blattscheide und ruft die sog. „Thripsflecken" hervor, kann aber auch spikale Weissährigkeit erzeugen; Physopus tenuicornis Uzel endlich benagt die inneren Wände der obersten Blattscheide sehr fein und saugt sie aus; da daselbst auch Jugendformen beobachtet wurden, erscheint es wahrscheinlich, dass nach dem Durchnagen des Halmes die Eier hier abgelegt werden. Es bleibt unentschieden, ob hierbei die Mundteile oder der Legebohrer zur Anwendung kommt.

159. **Reuter, E.** Weissährigkeit der Getreidearten in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 824–838. — Extr.: Marcellia, II, p. VI.

Verf. hat im Nachtrage zu seiner Arbeit (vergl. Bot. Jahresber., XXIX, 1901, p. 668, No. 265) die einheimischen Getreidearten studiert und gelangt zu folgenden Resultaten.

Culmale Angriffe und zwar extraculmale basale Angriffe: Diese Angriffe führen zum Verwelken und Absterben fast des ganzen oberirdischen Teiles des Halmes. Die Folge davon ist Umknicken resp. Umfallen der Halme. Hierher: Phyllotreta vittula Redtb., Rhizoglyphus echinopsis (Fum. et Rob.) Murr., und Anerastia lotella Hb.

Supranodale Angriffe. Es wird vorzugsweise der weiche und saftige Teil oberhalb des obersten, seltener des zweitobersten Knotens zernagt, zer-

Digitized by Google

fetzt oder ausgesaugt, wodurch der Oberhalm sich leicht aus der noch frisch grünen Blattscheide herausziehen lässt. Öfters wird der Halm oberhalb eines der niedersten Knoten beschädigt. Hierher: Meromyza cerealium E. Reut., Oscinis frit L., Pediculoides graminum E. Reut., Eriophyes cornutus E. Reut.

Interstitiale Angriffe. Diese Angriffe finden oberhalb eines Knotens statt und können gegen jede beliebige Stelle eines Internodiums gerichtet sein. Meist wird das oberste Internodium vom Angriffe getroffen; nach dem Abschneiden des Oberhalmes dringt das Tier gewöhnlich in das Lumen des unteren Halmteils ein. Hierher: Hadena secalis (L.) Berk., Ochsenheimeria taurella Schiff., Physopus tenuicornis Uzel.

Infraspicale Angriffe. Hierher nur Siphonophora cerealis Kalt.

Intraculmale Angriffe. Bei diesen wird der Angriff von innen her, d. h. von einem schon vorher im Innern des Halmes lebenden Tiere gemacht. Die dadurch vergilbenden Blütenstände lassen sich in der Regel nicht leichter als die unbeschädigten aus der Blattscheide herausziehen. Hierher Cephus pygmaeus L.

Spicale Angriffe und zwar rhachidale Angriffe. Der ganze distal von dem Angriffspunkte befindliche Teil der Ähre wird dadurch weiss und taub. Hierher: Hadena secalis (L.) Bjerk., Limothrips denticornis Hal., Pediculoides graminum E. Reut., Siphonophora cerealis Kaltb., Cephus pygmaeus L.

Florale Angriffe und zwar extraflorale, öfters von einer Deformation der Spelzen begleitet. Hierher Limothrips denticornis Hals, Physopus tenuicornis Uzel, Ph. vulgatissima (Hal.) und Anthothrips aculeata (Fabr.), dann Pediculoides graminum E. Reut., Siphonophora cerealis E. Reut. und Aelia acuminata (L.).

Intraflorale Angriffe. Sie erzeugen meist nur unbedeutendes Bleichwerden der Ähre resp. gelbfleckiges Aussehen der Spelzen. Hierher: Oscinis frit L., Contarinia tritici (Kirbg.) und Clinodiplosis mosellana (Géhin).

160. **Richter, W. A.** Die Blutlaus im Lichte der amerikanischen Forschung in: Prakt. Ratgeber in Obst- und Gartenbau, 1902, p. 415—417.

Ein Referat nach der Arbeit von G. M. Stedmann in Bull., No. 85, Missouri Experim. Station.

161. **Ritter, K.** Der dermalige Standpunkt der Reblausfrage in der Rheinprovinz. Bericht über die Verhandlungen des XX. deutschen Weinbau-Kongresses in Kreuznach a. d. Nahe im September 1901. Mainz, 1902, 8°, p. 46—61. — Extr.: Weinbau und Weinhandel, XX (1902), p. 39—40.

162. **Ritter, C.** Die Blutlaus auf den Wurzeln des Apfelbaumes. Ein kleiner Beitrag zur Lebensweise der Blattlaus und zur Bekämpfung derselben in: Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., XII (1902), p. 7—10, Taf. I. — Extr.: Marcellia, I, p. 106.

Erzeugt an den Wurzeln des Apfelbaumes bis an die jüngeren Faserwurzeln herab Tuberositäten; auch an den Wurzeln junger Birnbäume wurde sie beobachtet, obwohl sie am Stamm und an den Zweigen nur selten vorkommt.

168. **Ritzema Bos, J.** Verslag over onderzoekinger, gedaan in en over en lichtigen gegeven vanwege bovengenoeml Laboratorium in het Jaar 1901 in: Landbouwkundige Tijdschrift, X (1902), p. 159—219.

Übersicht der im Jahre 1901 gemachten phytopathologischen Untersuchungen und Beobachtungen, von denen auch mehrere Zoocecidien betreffen.

164. **Rübsaamen, Ew. H.** Pteromalinen in: Hamburger Magalhaensche Sammelreise. Hamburg, 1902, 7 pp., 1 Taf. — Extr.: Marcellia, I, p. 188.

Digitized by Google

Aditrochus n. g. fagicolus n. sp. Die erste Pteromalide, welche als Gallenerzeuger auf einer dikotyledonen Pflanze, nämlich auf *Fagus antarctica* bekannt geworden ist. „Die annähernd kugeligen Gallen sind einkammerig, erreichen einen Durchmesser bis zu 12 mm und durchwachsen das Blatt so, dass sie auf beiden Blattseiten vorragen, oberseits jedoch in der Regel mehr stärker als blattunterseits. An dem mir vorliegenden Materiale befindet sich an einem Blatte stets nur eine Galle, die meist die eine Hälfte des Blattes einnimmt, seltener auf der Mitte des Blattes zu sitzen scheint. Oft, besonders im letzteren Falle, ist die Nervatur des Blattes noch deutlich auf der Galle zu erkennen. Die Blattfläche ist an der Galle in der Regel etwas vorgezogen und dort, wo die Galle ihren Sitz hat, ist von ihr meist nichts übrig geblieben, als die Randzähne, welche die Galle dann kranzartig umgeben. Die Oberfläche der Galle ist, wie das normale Blatt, schwach behaart. Die fleischige weiche Galle umschliesst eine glatte Larvenhöhle von ungefähr 4 mm Durchmesser. Diese Larvenhöhle ist der äusseren Form der Galle entsprechend gebildet." — Feuerland.

165. **Rübsaamen, Ew. H.** Mitteilung über die von Herrn J. Bornmüller im Orient gesammelten Zoocecidien in: Zool. Jahrb. Syst., XVI (1902), p. 243 bis 886, Taf. XII—XVI, 89 Fig. — Extr.: Marcellia, I, p. 188.

Diese ungemein wichtige und in jeder Beziehung prächtig durchgeführte Arbeit behandelt 148 Gallen, von denen 58 neu (*), gegen 50 mit neuen Substraten erwähnt sind (†); sowohl die Beschreibungen, als auch die Zeichnungen sind tadellos. Dieselben verteilen sich in folgender Weise auf die einzelnen Erzeuger:

40 Gallmilben (6 bekannt, 14 neu, 20 auf neuen Substraten),
42 Dipteren (18 bekannt, 22 neu, 7 auf neuen Substraten),
36 Cynipiden (10 bekannt, 10 neu, 16 auf neuen Substraten),
10 Aphiden (2 bekannt, 4 neu, 4 auf neuen Substraten),
4 Psylliden (2 bekannt, 1 neu, 1 auf neuem Substrat),
1 Coccide (neu), 1 Coleopteron (neues Substrat), 3 Lepidoptera (1 bekannt, 1 neu, 1 auf neuem Substrat); 6 Gallen stammen von unbekannten Erzeugern.

Die Aufzählung erfolgt in alphabetischer Anordnung der Gattungen und Arten; am Schlusse wird eine Übersicht nach den Erzeugern gegeben nebst Hinweisen auf die betreffenden Pflanzenarten, die sie befallen.

Bemerkt sei, dass die Arbeit vielfach Mitteilungen über Themata enthält, welche vom Titel weit ab liegen, z. B. eine analytische Tabelle zum Bestimmen aller auf *Quercus* beobachteten Erineumarten, eine Kritik der auf *Tamarix* beschriebenen Gallen usw., wie überhaupt die Arbeit sowohl durch den Reichtum an kritischen Bemerkungen, als auch den zoobiologischen und -morphologischen Beobachtungen auch für weitere Kreise von grossem Wert ist. Aufzählung der behandelten Pflanzenarten und der besprochenen Gallen:

Acer cinerascens Boiss. var. *subglabrum* Bornm. 1. † Blattausstülpungen ähnlich dem Cephaloneon myriadeum. Persien.
2. † Erineum wie Er. purpurascens Gärtn. Ebenda.
A. hyrcanum F. et M. 3. † Erineum blattunterseits. Pontus.
4. † Erineum in den Rippenwinkeln. Desgl.
A. tataricum L. 5. † Blattparenchymgalle, wahrscheinlich Cecidomyide. Phrygien.
Acroptilon picris Pall. 6 * Triebspitzendeformation einer Cecidomyide. (Fig. A—D.) Persien.

Digitized by Google

Amygdalus communis L. 7. * Milbengalle, cephaloneonartige Blattgallen. (Taf. XIV, Fig. 27, 28.) Persien.

A. kermanensis Bornm. 8. † Milbengalle, Erineum meist blattunterseits. (Fig. F.) Persien.

Anabasis aphylla L. 9. * Cecidomyidengalle in den Zweigwinkeln. Persien.

10. * Ebenso. Schwache Verdickung der Zweige. (Fig. G, Taf. XII, Fig. 1—8, Taf. XIII, Fig. 25.)

11. * Wohl ebenso. Stengelgalle. Persien.

Artemisia cinae Berg. 12. † Galle wie ein Wollbündel. Persien.

13. * Triebspitzendeformation, Cecidomyidengalle? Dgl. (Taf. XII, Fig. 4.)

A. persica Boiss. 14. * Cecidomyidengalle: unregelmässige, keulige Anschwellung der Triebspitze. Persien.

Asperula asterocephala Bornm. var. *velutina* Bornm. 15. * Deformation des Blütenstandes und Blütenvergrünung. Cecidomyidengalle. Kurdistan.

Astragalus tribuloides Del. 16. * Stengelgalle — wohl Cynipide. (Taf. XII, Fig. 6 u. 7.) Insel Kischm.

A. spec. (§*Tragacantha*). 17. * Triebspitzendeformation, Cecidomyide. (Fig. H.) Syrien.

Atriplex halimus L. 18. Triebspitzendeformation Asphondylia conglomerata Dest. (Fig. I u. K.) Jericho.

Bupleurum Nordmannianum Led. 19. † Blütenvergrünung, Acarocecidium. (Fig. L.) Kleinasien.

Carthamus tenuis (Boiss. et Bl.) Bornm. 20. * Blütenvergrünung, Acarocecidium. Libanon.

Centaurea iberica Trev. 21. * Blütenvergrünung, Acarocecidium. (Taf. XIII, Fig. 14.) Amasia.

22. * Stengelanschwellung, wohl Dipterocecidium. Ebenda.

C squarrosa Willd. 23. * Blütendeformation, Acarocecidium. Phrygien.

Cousinia libanotica DC. 24. * Blattgallen, Acarocecidium. (Taf. XII, Fig. 10.) Libanon.

Crataegus melanocarpa M. B. 25. † Rotbeulige Blattausstülpung nach oben von Aphiden. Persien.

Crepis bureniana Boiss. 26. * Blattgalle, Hymenopterocecidium. (Taf. XII, Fig. 5.) Persien.

Cynodon dactylon L. 27. Terrassenförmige Triebgallen, wahrscheinlich von Lonchaea lasiophthalma. Libanon.

Daucus pulcherrimus C. Koch. 28. * Stengelanschwellung. Erzeuger? Anatolien.

Echinops viscosus DC. 29. † Blattausstülpung, Acarocecidium. Libanon.

Ephedra intermedia Schenck var. *persica* Stapf. 30. * Zweigschwellung, Lepidopterencecidium. (Taf. XIV, Fig. 28.) Persien.

E. nebrodensis Tin. var. *procera* Stapf. 31. * Zweigschwellung, Cecidomyidengalle? (Taf. XIV, Fig. 24.) Persien.

Erica arborea L. 32. Triebspitzendeformation durch Diplosis mediterranea. Bythinien.

33. Triebspitzendeformation, Cecidomyidengalle. Desgl.

Fraxinus oxyphylla M. B. 34. † Einrollung des Blattrandes durch Phyllopsis fraxini (L.). Persien.

Geum strictum Ait. 35. † Erineum, Acarocecidium. Pontus.

Haloxylon ammodendron C. A. Mayer. 36. * Triebspitzendeformation, Cecidomyidengalle? (Fig. M.) Turkmenien.

Digitized by Google

87. * Ebenso und ebenda, eine zweite Form.

Hieracium procerum Fr. 88. † Blütenvergrünung, Acarocecidium. Phrygien.

Juglans regia L. 89. Erineum von Eriophyes tristriatus var. erinosus Nal. Persien.

Juniperus excelsa M. B. 40. Triebspitzendeformation, Cecidomyidengalle. (Taf. XIII, Fig. 16, 18, 20, 22.) Amasia.

41. * — 42, 48. Ebenso — mit Kritik über Juniperus-Gallen.

J. foetidissima Willd. 44. * Triebspitzendeformation, Cecidomyidengalle. (Taf. XIII, Fig. 17, 19.) Phrygien.

Jurinea anatolica Boiss. var. *consanguinea* Boiss. und *integrifolia* Boiss. 45. † Blattausstülpung nach oben, Acarocecidium. (Taf. XIII, Fig. 18 u. 15.) Kleinasien.

J. ramosissima J. et Sp. 46 * Kleine Blatt- und Stengelgallen, Acarocecidien. (Taf. XIII, Fig. 11 u. 12.) Persien.

Kochia prostrata Schrad. 47. Cecidomyidengalle, Deformation der Seitenknospen. Amasia.

Linaria simplex DC. 48. Stengelanschwellung, vielleicht von Gymnetron pilosus. Bithynien.

L. nummularifolia J. et Sp. 49. † Blatt- und Triebspitzendeformation, Aphidengalle (ob Siphocoryne xylostei Schrk.?). Persien.

Marrubium phrygium Bornm. 50. * Blütendeformation, Cecidomyidengalle? (Taf. XII, Fig. 9.) Phrygien.

Mentha silvestris L. 51. † Blütendeformation von Asphondylia. Persien.

Oliveria orientalis DC. 52. * Stengelschwellung, Cecidomyidengalle. Assyrien.

Panicum teneriffae (L.) Parl. 58. * Triebspitzendeformation, Mückengalle. Insel Hormus und Arabien.

Phlomis pungens Willd. 54. † Blattausstülpung, Acarocecidium. Amasia.

Picridium orientale DC. 55. * Erineum, Acarocecidium. (Fig. N.) Insel Karrak

Pimpinella puberula Boiss. 56. * Stengelanschwellung, Cecidemyidengalle. (Taf. XIV, Fig. 26.) Kurdistan.

Pirus communis L. 57. * Blattpocken, Acarocecidien. Kerman.

Pistacia khinjuk Stockes. 58. * Deformation des Blattrandes, Aphidengalle. (Taf. XVI, Fig. 45.) Kurdistan und Persien.

P. khinjuk var. *heterophylla* Bornm. 59. * Blattdeformation, Aphidengalle von Pemphigus utricularius. Persien.

60. * Hahnenkammförmige Ausstülpung längs der Blattrippe nach oben. Aphidengalle. (Taf. XVI, Fig. 41, 42.) Persien.

P. mutica F. et M. 61. * Deformation des Blattrandes, Aphidengalle. (Taf. XVI, Fig. 48, 44, 46.) Persien.

62. * Deformation des Blüten- resp. Fruchtstandes, Aphidengalle. (Taf. XVI, Fig. 40.) Persien.

P. vera L. 68. † Galle wie No. 59. Persien.

Polygonum alpestre (Autor?! Ref.). 64. * Blattrandrollung, Acarocecidium. (Fig. O.) Amasia.

Populus euphratica Oliv. 65. Blattgallen von Psylliden. (Fig. P—U.) Persien. (Taf. XIV, Fig. 29, 80.) (Mit viel zoologischem Detail.)

66. Desgl. (Fig. V—W, Taf. XIV, Fig. 81.) Ebenda.

P. nigra L. f. *pyramidalis*. 67. * Blattrollung, Psyllidengalle. (Fig. X—Z, AA, BB.) Persien. (Mit viel zoologischem Detail.)

P. spec. 68. Holzige Beutelgallen, Aphidenprodukt. Persien.

Digitized by Google

Potentilla Kotschyana Boiss. 69. * Stengelschwellung, Cynipidengalle. Phygien.
Poterium polygamum W. K. 70. † Erineum, Acarocecidium. Bithynien.
Pterocephalus involucratus Sibth. et Sm. 71. * Blütendeformation, Erzeuger? (Fig. CC.) Palästina.
Quercus aegilops L. 72. Blattgallen, Cecidomyidenprodukt. Fundort? (Kritik.)
Q. Brandtii Lindl. 78. * Triebspitzendeformation, Cynipidengalle. Assyrien.
74. † Knospengalle, Cynipidenprodukt. Ebenda.
Q. Brandtii var. *latifrons* Bornm. 75. † 76. † Erineum, Acarocecidien. (Fig. DD KK.) Kurdistan und Persien.
Q. calliprinos Webb 77. Blattgallen, Cynipidenprodukt. Palästina.
Q. cedrorum Kotschy. 78. † Galle von Neuroterus lenticularis. Amasia.
Q. cerris L. 79. Deformation der männlichen Blüte (Andricus aestivalis Gir.), Amasia.
80. Galle von Neuroterus lenticularis Oliv. Amasia.
81. Blattausstülpung, Cecidomyidengalle. Ebenso.
82. Blattgalle, Cecidomyidenprodukt. Paphlagonien.
83. Blattgalle wie von Arnoldia cerris. Amasia.
84. Blattparenchymgalle, Cecidomyidenprodukt. Ebenda.
Q. coccifera L. 85. Erineum impressum Corda. Am Marmarameer.
Q. Maas Kotschy var. *atrichoclados* Borb. et Bornm. 86. † Galle von Neuroterus lenticularis. Amasia, Bithynien.
Q. infectoria Olw. 87. † Ebenso und ebenda.
88. † Blasse länglichrunde Gallen blattunterseits an den grösseren Rippen. Amasia.
89. † Deformation der männlichen Blüten. Ebenda.
90. † Fruchtgalle von Cynips caput-medusae Htg. Bithynien.
91. Knospengalle von C. insana Mayr. Olymp, Kleinasien.
92. * Blattgalle, Cynipidenprodukt. Amasia.
Q. macranthera F. et M. 93. † Blattgallen von Dryophanta agama Htg.? Kleinasien.
94. † Fleischige Blattgallen. Amasia.
95. † Kleine Blattgallen. Ebenda.
96. † Blattgallen von Neuroterus rumis malis Ol. Ebenda.
97. † Blattgallen von N. lenticularis Ol. Ebenda.
98. † Blattgallen von Andricus ostreus Gir. Ebenda.
99. * Kleine halbkugelige Blattgallen auf den Rippen blattunterseits. (Taf. XV, Fig. 36, 37.) Ebenda.
Q. palaestina Kotschy f. *serrata*. 100. † Erineum mit Blattausstülpung blattober- oder -unterseits. (Fig. LL.) Libanon.
101. * Länglich eiförmige Gallen blattunterseits an der Mittelrippe. (Taf. XV, Fig. 35.) Ebenda.
Q. pedunculata Ehrh. 102. Galle von Neuroterus lenticularis Ol.
Q. persica J. et Sp. 103. † Erineum blattunterseits ohne Blattausstülpung. (Fig. MM, Taf. XV, Fig. 34.) Persien.
104. * Kleine kugelige Blattgalle, Cynipidenprodukt. Ebenso.
105. * Gelbgraue länglichrunde Galle auf der Blattmittelrippe, ob Cynipidengalle? Ebenso.
106. * Knospengalle, Cynipidenprodukt. Ebenso.
107. † Ringförmige Rindenwulste, Coccidengalle. (Taf. XV, Fig. 34. Ebenso.

Digitized by Google

108. † Pustelförmige Blattgallen, Cecidomyidenprodukt.
109. * Erineum blattunterseits mit Ausstülpung, Acarocecidium. (Fig. NN.) Persien.

Q. Pfaeffingeri Kotschy. 110. † Kleine Blattrandgalle, Cynipidenprodukt. Kurdistan.

Q. pubescens Willd. 111. Galle von Dryophanta agama Htg. Amasia.
112. Galle von Neuroterus lenticularis Ol. Ebenso.
113. Galle von Andricus ostreus Gir. Desgl.

Q. sessiliflora Sm. var. *aurea* Wierzb. 114. Galle von Neuroterus lenticularis. Amasia.

Q. vesca Kotschy. 115. † Blattgalle von Dryomyia circinans Gir. Assyrien.
116. † Blattgalle, Cecidomyidenprodukt. Ebenso.
117. † Erineum mit Blattausstülpung nach oben. Ebenso.

Rosa spec. 118. Fruchtgalle von Rhodites fructuum. Persien.
119. Triebspitzendeformation durch Rhodites rosae. Ebenda.

Salix caprea L. 120. † Erineumartige Zweigbehaarung. Persien.
121. Blattgallen von Oligotrophus capreae Winn. Amasia.

S. Daviesii Boiss. 122. * Blüten- und Zweigdeformation, Acarocecidium. (Taf. XV, Fig. 38.) Persien.

S. spec. *(alba?)*. 128. Wirrzopfbildung. Persien.

S. medemii Boiss. 124. * Blattgallen, Acarocecidium. Armenien.
125. * Deformation der männlichen Blütenkätzchen, Acarocecidium. (Taf. XV, Fig. 32, 38.) Persien.

S. pedicellata Desf. 126. † Blattrosette an der Zweigspitze. Libanon.

S. Wilhelmiana M. B. 127. † Blattgallen, Acarocecidien. Persien.

Salsola rigida Pall. var. *tenuifolia* Boiss. 128. * Schwellung und Verkürzung des Zweiges, Cecidomyidengalle. Judäa.
129. * Triebspitzendeformationen, ebenso und ebenda.

S. verrucosa M. B. 130. * Deformation der Triebspitze, Cecidomyidengalle. Persien.

Salvia triloba L. 131. † Stengelschwellung nahe der Triebspitze, Cynipidengalle. Palästina.

Scaligeria assyriaca Freyn et Born. 132. † Stengelschwellung am Grunde der Doldenstrahlen, Cecidomyidengalle. Kurdistan.

Silene spec. 133. † Stengelschwellung, Lepidopterocecidium? Kleinasien.

Smyriopsis Aucheri Boiss. 134. † Anschwellung an der Basis der Dolden- und Döldchenstrahlen, Cecidomyidengalle. Kurdistan.

Sonchus maritimus L. 135. * Blattausstülpungen, Acarocecidium. (Taf. XII. Fig. 8.) Persien.

Sorbus graeca Lodd. 136. Pocken, Acarocecidium wie bei *Pirus communis*. Amasia.

Tamarix Pallasii Desf. 137. † Zweigschwellung, Lepidopterocecidium. Persien. (Mit viel Kritik.)
138. † Anschwellung der Spitze junger Zweige. Persien.
139. * Triebspitzendeformation, Acarocecidium. Persien.

Tephrosia appollinea Del. 140. * Deformation der Hülsen, Cecidomyidengalle. Persischer Meerbusen.

T. persica Boiss. 141. * Galle der vorigen gleichend und mit ihr.

Ulmus spec. 142. Blasige Knospendeformation, Aphidengalle. Persien.

Vitex agnus castus L. 143. Kleine Blattgallen von Eriophyes Massalongoi Can. (Taf. XV, Fig. 39.) Amasia.

Digitized by Google

166. **Rübsaamen, E. H.** Über Zoocecidien von den Canarischen Inseln und Madeira (vorläufige Mitteilung) in: Marcellia, I (1902), p. 60—65.

25 Gallen, fast alle neu (*); nur 5 auf neuen Substraten (†).

1. * *Adenocarpus foliolosus* Ait. Acarocecidium. Verdickung der Blattfiederchen meist beiderseits mit ziemlich langen, weissen dichtstehenden Haaren. Auf La Palma.
2. † *Apollonias canariensis* Nees (Phoebe barbusana W. B.). Dieses Erineum sepultum ist von früheren Autoren fälschlich als auf *Laurus canariensis* vorkommend bezeichnet worden. La Palma und Teneriffa.
3. * *Arthrolobium ebracteatum* DC. Zweiganschwellung spindelförmig, 10 mm lang; wahrscheinlich Cecidomyide. Madeira.
4. * *Convolvulus canariensis* L. Psyllodengalle beiderseits des Blattes, Eingang meist blattunterseits, durch weisse Haare geschlossen; 2 mm Durchmesser. Getrocknet gelblich oder bräunlich. Teneriffa.
5. * *Crambe strigosa* L'Hér. Blütendeformation ähnlich jener auf *Cardamine pratensis* und *Raphanus*, Cecidomyide. „Bei Guimar."
6. * *Cytisus prolifer* L. fil. Acarocecidium. Kleine kugelige Blattausstülpungen nach oben von 1—3 mm Durchmesser, aussen dicht gelbweiss behaart. La Palma, Teneriffa.
7. * *Galium productum* Löwe. Acarocecidium. Blütengalle ähnlich der von Eriophyes galiobius Nal. Madeira.
8. † *Globularia salicina* Lk. Hemipterocecidium. Blattgallen konisch 2—3 mm hoch, mit auffallend weitem, unbehaartem Eingang. Erzeuger eine Coccide: Cryptophyllaspis Bornmülleri n. sp.
9. * Ebenda eine auffallende Zweigverdickung an der Spitze oder in der Mitte. In kleinen grubigen Vertiefungen sitzen die hellgelben Cocciden Asterolecanium Rehi n. sp. Beide auf Madeira.
10. * *Hypericum glandulosum* Ait. Erineum rosrötlich, an den Rippen, dem Blattstiele und den jüngeren Zweigen. Ist die var. *vestitum* Christ Teneriffa.
11. *Laurus canariensis* W. B. Blattgallen von Trioza alacris Först. (vergl. Bohlin im Bot. J. XXIX. (1901) 2 Abth. p. 576 n. 81). Teneriffa.
12. Ebenda: Blütendeformation durch Eriophyes Malpighianus Can. et Mass. (Ebendort beschrieben.) Madeira und Teneriffa.
13. * *Lycium afrum* Reichb. Blattgallen wie jene von Eriophyes eucricotes Nal. auf *Lycium europaeum* und *L. intricatum*.
14. * *Phagnalon rupestre* DC. Deformation der Blütenstiele und des Stengels an der Spitze, verbunden mit Verkürzung der Zweige, Blätter daher buschelig gehäuft. Erzeuger unbekannt. Madeira.
15. * *Phalaris brachystachys* Lk. Blütendeformation. Spelzen zu blattartigen Gebilden von 10 mm Länge entwickelt. Die Sexualorgane normal. Scheint ein Milbenprodukt zu sein. Doch war der Erzeuger nicht nachweisbar. Madeira.
16. *Pistacia atlantica* Desf. Blattgallen durch Pemphigus Riccobonii Destef. Teneriffa.
17. Ebenda solche von Pemphigus utricularius Pass. Teneriffa.
18. † Ebenda Blattrollen ähnlich jenen von Eriophyces Stefanii Nal. auf *P. lentiscus* und *P. terebinthus* Ebendort.
19. *P. lentiscus* L. Galle von Aploneura lentisci Pass. Gran Canaria.

Digitized by Google

20. † *Plantago coronopus* L. Blütendeformation ähnlich der von Eriophyes Barroisi Fock. auf anderen Arten dieser Gattung. Madeira.
21. *Salix canariensis* Chr. Sm. Blattgalle, Acarocecidium, weniger durch ihre Form, als durch ihr im trockenen Zustande wächsernes Aussehen. Gallen ziemlich zahlreich; die einzelnen unscheinbar, wenig über die Blattfläche vorspringend, beiderseits ganz oder nahezu unbehaart. Madeira.
22. Ebenda. Acarocecidien. Blattgallen grösser als die vorigen, meist auf beiden Seiten, stets aber am Eingange auf der Blattunterseite weissfilzig behaart. Die Gallen stehen teilweise so dicht, dass die betreffenden Blätter von beiden Seiten eingerollt sind. Madeira und Gran Canaria.
23. * *Scorpiurus sulcata* L. Blätter, Blattstiele und Stengel sind bedeckt mit kleinen, rostroten Flecken; das Blatt an dieser Stelle schwach verdickt, Das Gewebe gelockert; oft fliessen eine grössere Anzahl solcher Flecke in einander über und das ganze Blatt ist dann eine einzige rostrote, verdickte, zuweilen runzelige oft unregelmässig verbogene Masse. Der Erzeuger wurde nicht beobachtet, möglicherweise liegt ein Acaro- oder Helminthocecidium vor; auch Pilze wurden nicht gefunden. Madeira.
24. * *Tamarix gallica* L. subsp. *canariensis* Willd. Acarocecidium, Triebspitzendeformation: Blättchen an der kurzkeulenförmig verdickten Zweigspitze stark verlängert und oft unregelmässig gekrümmt. La Palma und Teneriffa.
25. * *Withania aristata* Pauquy. Procecidium durch eine Phytomyza.

167. **Rübsaamen, E. H.** Nachtrag zu den Zoocecidien von der Balkan-Halbinsel in: Allg. Zeitschr. f. Entomol., VII (1902), p. 14—16.

Behandelt folgende Gallen — meist ganz kurz:

1. *Atriplex halimus* L. Cecidomyide. Linsenförmige Blattgalle. Athen.
2. *Populus tremula* L. Linsenförmige Blattparenchymgalle von Lasioptera populnea Wachtl. Mehadia.
3. *Quercus aegilops* L. f. *graeca* Kotschy. Cecidomyiden-Blattgalle 1900 als zu Arnoldia cerris gehörig angesehen. Athen.
4. Ebenda: Erineum blattunterseits mit gelb entfärbter Ausstülpung nach oben. Athen.
5. *Q. alnifolia* Poecht. Erineum blattunterseits, ohne Blattausstülpung nach oben. Weissliche Sternhaare mit ungleichartigen Strahlen, die schmalen Härchen zugespitzt. Cypern.
6. *Q. cerris* L. Blattgallen von Arnoldia homocera F. Löw. Galle unterseits stark behaart, oberseits schwach gewölbt, die Mitte in eine ziemlich lange Spitze ausgezogen. Varna.
7. Ebenda. Blattgalle von Arnoldia cerris. Ebenda.
8. Ebenda. Blattparenchymgallen. Blattunterseite deutlich, Blattoberseite schwach genabelt. Arnoldia Szepligetii C. Kieff.? Ebenda.
9. *Q. coccifera* L. Erineum impressum. Cypern.
10. Ebenda. Erineum blattunterseits am Grunde der Mittelrippe, wie mit Blattausstülpung und mit deutlichen Sternhaaren, deren Strahlen ziemlich gleichartig gebildet, an der Spitze nie verdickt, aber in der Mitte oft bauschig erweitert sind. Südalbanien.
11. Ebenda. Knospendeformation ähnlich der von Cynips fecundatrix, doch viel schlanker, fast überall gleich dick. Dodona.
12. Ebenda. Zweiganschwellung. Der Zweig ist in eine 15 mm lange an der Spitze abgerundeten an der dicksten Stelle 5 mm dicke Keule ver-

Digitized by Google

wandalt, die mit einer Anzahl Fluglöcher versehen ist. Wahrscheinlich Dryocosmus rugosus Kieff. Olymp.

18. *Q. conferta* Kit. (= *Q. Farnetto* Ten). Galle wie jene von Neuroterus numismatis, ist aber blassrötlich, die Sternhaare liegen nicht so dicht und glatt an, sondern stehen ziemlich stark ab. Thessalien.
14. Ebenso, Galle von Cynips caput medusae. Ebenda.
15. *Q. congesta* Presl. Galle von Neuroterus lenticularis. Triest.
16. *Q. Haas* Kotschy var. *atrichoclados* Borb. et Bornm. Ebenso. Korfu.
17. *Q. ilex* L. Erineum ohne Blattausstülpung. Spalato, Pentelikon.
18. *Q. ilex* var. *serrata*. Erineum mit Blattausstülpung. Athen.
19. *Q. ilex* var. *calycina* Poir. Erineum ohne Blattausstülpung. Athen.
20. *Q. macedonica* DC. Blattgalle von Arnoldia ceris.
21. Desgleichen Blattgalle von Arnoldia homocera. Fhoid Vadena.
22. *Q. pubescens* W. var. *crispata* Stev. Blattgalle von Neuroterus lenticularis Oliv.
28. Desgleichen Blattgalle. Cecidomyide? Kleine Parenchymgallen mit 1—2 mm im Durchmesser, Blattunterseits stärker als oberseits gewölbt, braun und trocken, leer. Varna.
24. *Sorbus domestica* L. Blattpocken (1900). Euboea. Olymp.
25. *Veronica anagallis* L. Stark angeschwollene Blüten mit Gymnetron villosulum. Spalato.
26. *V. anagalloides* Guss. Ebenso. Serbien.
27. *Vitex agnus castus* L. Cephaloneonartige Blattgallen von Eriophys Massalongoi Can. Olymp.

168. **Rübsaamen, Ew. H.** Zur Blutlausfrage in: Allg. Zeitschr. f. Entom., VII (1902), p. 229—280.)

Verf. ergänzt Thiele's Aufsatz dahin, dass er angibt, die Blutlaus kann ganz wohl in Tiefen bis zu 40 cm an den Wurzeln leben und verursacht dort sogar Nodositäten; nur die künstliche Verpflanzung dahin ist erfolglos.

169. **Sajo, K.** Herbstbetrachtungen in: Prometheus, XIV (1902), p. 49 bis 58, p. 70—74.

Behandelt populär den Einfluss von Insekten und Pilzen auf die Pflanzenwelt.

170. **Sbisa, H.** und **Canciani, J.** Beitrag zur Bekämpfung der Reblaus in: Weinlaube, XXXIII (1901), p. 864—865.

Verf. empfiehlt 1—3 g Malachitgrün oder Methylenblau auf 100 Liter Wasser.

171. **Schultze, A.** Kritisches Verzeichnis der bis jetzt beschriebenen paläarktischen Ceutorrhynchinen unter Nachweis der darauf bezüglichen wichtigsten Arbeiten und Angabe ihrer bekannten geographischen Verbreitung sowie einem Vorwort in: Deutsch. entom. Zeitschr., L (1902), p. 198—226.

172. **Sharp, D.** The Galls of Oligotrophus annulipes in: Entom. M. Magaz., XXXVIII (1902), p. 8.

Die Galle von Oligotrophus annulipes Htg. = Hormomyia pilifera Löw war i. J. 1901 in Berkshire und New Forest sehr zahlreich; im ersteren Gebiete bei Woodhay trug manches Blatt deren 20 und mehr und an manchen Zweigen hatte jedes Blatt ein oder mehrere Gallen.

178. **Sorhagen, L.** Grabowiana. Ein Nachtrag zu den „Kleinschmetterlingen der Mark Brandenburg" in: Allg. Zeitschr. f. Entomol., VII (1901),

Digitized by Google

p. 241—245, 276—279, 296—298, 311—318, 827—832, 843—847; VII, 1902, p. 19 bis 25, 51—57, 77—81, 97—100.

Diese Arbeit enthält eine unendliche Fülle von biologischen Mitteilungen über Microlepidopteren, namentlich auch bezüglich der Gallen, Minen usw.; fast von allen Arten ist die Nahrungspflanze aufgeführt.

174. **Spegazzini, C.** Mycetes argentinenses in: Anal. mus. nac. Buenos Aires, 3. ser., VIII (1902), p. 49—89. — Extr.: Marcellia, I, p. 182.

p. 89 wird ein Bacteriocecidium auf *Olea europaea* und ein neues Erineum (E. patagonicum Speg.) auf *Colliguaja integerrimum* beschrieben.

175. **Stift, A.** Nesterweises Auftreten der Rübennematode in: Wien. landwirtschaftl. Zeitg., LII (1902), p. 719. — Extr.: Jahresber. Pflanzenkrankh., V, p. 142.

176. **Tassi, Fl.** Zoocecidi della flora senese in: Bull. Labor. ed orto bot. Siena, V (1902), p. 87—91. — Extr.: Marcellia, I, p. 182.

Verf. verzeichnet 26 überall vorkommende Gallen, welche er in der Umgebung von Siena beobachtet hat; nach Trotter ist die Bildung auf *Camelia japonica* und *Citrus limonium*, welche Toxoptera Aurantii Koch zugeschrieben wird, auszuschliessen.

177. **Tavares da Silva Joaq.** Descripçao de seis Coleopterocecidias novas in: Broteria, I (1902), p. 172—177, Fig. — Extr.: Marcellia, I, p. 182.

Auf *Lathyrus cicera* L. Galle von Apion alcyoneum Germ.

Die Galle besteht in einer mehr oder weniger kugelförmigen Anhäufung aller Blättchen eines Blattes. Jedes Blättchen biegt sich zu einer krummen Schote, wobei alle aneinandergerückt eine Höhlung umgrenzen, in der die Larve lebt und sich verpuppt. Das Insekt erscheint im Juni des 1. Jahres. — Soalheira.

Auf *Adenocarpus intermedius* DC. Galle von Apion argentatum Gerst. (A. squamigerum Duv.).

Sie erzeugt in den jungen Zweigen eine spindelförmige, meist einseitige Verdickung, welche wenig bemerkbar ist und oft gleich unter der Einfügung der Blätter liegt. Der Durchmesser beträgt 2,5 mm, wenn man die Stärke des Normalzweiges mit 1,5 mm annimmt. Die Larvenhöhle ist klein und gewöhnlich einseitig. Das Insekt schlüpft im Juni und Juli aus der Galle. — Soalheira.

Auf *Sarothamnus grandiflorus* Webb. Galle von Apion Kraatzii Wencken.

Die Galle wird auf jungen Zweigen durch eine wenig wahrnehmbare spindelförmige Anschwellung gebildet und ist gewöhnlich auf einer Seite gespalten. Die Larvenhöhle liegt in der Achse des Zweiges. Das Insekt verlässt sie in der 2. Hälfte Mai des 1. Jahres und war früher nur in Nordafrika und Südfrankreich bekannt. — Matta do Fundao.

Auf *Vicia pyrenaica* Pourr. Galle von Apion subsulcatum Marsh. (A. aethiops Auct.).

Diese Coleoptere verursacht an den jungen Zweigchen auf der Höhe der Knoten spindelförmige und wenig auffällige Verdickungen. Die grosse Larvenhöhle liegt in der Achse des Zweiges. Länge der Galle 7 mm, Dicke 2 mm, wenn die Stärke des Normalzweigchen 1 m beträgt. Das Insekt schlüpft im Mai des 1. Jahres aus. — Matta do Fundao.

Auf *Cistus salviaefolius* L. Galle von Apion tubiferum Gyllk.

Diese Art lebt in den Knospen, deren Blätter sich kräuseln und sich übereinander biegen, mehr oder weniger runzlig werden und eine Galle von

Digitized by Google

unregelmässiger Form bilden. Das Insekt erscheint Mitte Juli des 1. Jahres. — Setubal.

Auf *Tamarix africana* Poir. Galle von Nanophyes pallidus Oliv.

Die Galle, in welcher sich diese Coleoptere entwickelt und verwandelt, ist eine Umformung des Samengehäuses, welches anstatt lang und spitzig zu sein, von ovaler, bisweilen beinahe kugeliger Form wird. Die Länge erreicht 2,5 mm, die Breite 2 mm. In der normalen Kapsel sind 3 sehr hervorstehende Längsgrannen, während man in der Galle deren 6, aber ziemlich verwischte bemerkt. Bis zur halben Höhe ist sie von dem stehen bleibenden Blütenkelch und oft auch von der Blütenkrone bedeckt. Zur Zeit der Reife fallen die Gallen auf die Erde und verändern ihren Platz durch Bewegungen. Das Insekt schlüpft im Juni des 1. Jahres aus. — Setubal.

Galle auf *Linaria Tournefortii* (Poir.) Lge. var. *glabrescens* Lge. und *L. triornithophora* Willd. erzeugt von Mecinus dorsalis Aubé.

Diese Coleoptere lebt in den spindelförmigen nur wenig sichtbaren Gallen der Stengel und Zweige. Heuer traf Verf. die Galle derselben Spezies in den Wurzeln und Stengeln von *Linaria triornithophora* Willd. Jene des Stengels bestehen in spindelförmigen Verdickungen, deren Länge 2 mm und deren Stärke 2,8 mm beträgt, wenn der Stengel 1 mm dick ist. Die grosse Larvenhöhle liegt in der Achse des Stengels. An den Wurzeln sind die Gallen mehr oder weniger sphärisch, von der Grösse eines Hirsekornes, gelb und gewöhnlich einseitig. Das Insekt schlüpft aus beiden Arten Mitte Juli des 1. Jahres aus. — Fundao.

Angehängt ist eine Erklärung des Mechanismus zum Springen der Gallen von Nanophyes; dasselbe ist mehr von entomologischem als botanischem Interesse.

178. **Tavares da Silva Joaq.** Quatro dias na Estrella in: Broteria, I (1902), p. 177—182. — Extr.: Marcellia, I, p. 183.

Es werden folgende Gallen aufgezählt: Pontania bella (Zadd.) auf *Salix aurita* L. und *S. cinerea* L.; auf *Quercus toza* Bosc.: Andricus ostreus, A. solitarius, A. fecundatrix, Cynips Kollari, C. coriaria, C. tozae, Neuroterus numismalis, N. lenticularis var. histrio und Dryophanta pubescentis; auf *Quercus pedunculata* Ehrh.: Andricus curvator, A. Giraudi und Neuroterus numismalis; auf *Rosa canina* L.: Rhodites Mayri; ferner auf *Erica arborea* L.: Perrisia ericina und P. Zimmermanni; endlich auf *Quercus toza* Bosc. die seltene Phylloxera coccinea.

179. **Tavares da Silva Joaq.** Descripçao de tres Cecidomyias novas in: Broteria, I (1902), p. 182—185. — Extr.: Marcellia, I, p. 188.

Galle auf *Halimium occidentale* W. K. erzeugt von Perrisia Herminii n. sp. ♀ ♂.

Diese Spezies, deren Name der Örtlichkeit entlehnt ist, wo sie entdeckt wurde (Herminius, lateinischer Name der Gebirgskette von Estrella) lebt in Gallen, welche schon (No. 280) beschrieben wurden. Sie bestehen aus umgewandelten endständigen Knospen, sind von ovaler oder runder Form und sind aus dachziegelförmigen Blättern zusammengesetzt, in welchen die orangegelben Larven leben, die sich in der Erde verwandeln. Das Insekt erscheint im Juli des 2. Jahres. — Estrella.

Galle auf *Halimium occidentale* W. K. und *H. heterophyllum* Spach erzeugt von Perrisia halimii n. sp. ♀ ♂.

Digitized by Google

Die Galle (vergl. oben) ist gewöhnlich hochrot und wird aus den zwei gegenüberstehenden Blättern einer achsel- oder endständigen Knospe gebildet, welche am Rande befestigt sind und wie in einen Schnabel enden. So umgrenzen sie eine Höhlung mit häutigen Wänden, worin die Larve lebt. Höhe 6 mm, Dicke 2,8 mm. Sie verwandelt sich in der Erde. Im August enthielten die Gallen in Estrella schon die Larven; das Insekt erschien im Juli des 2. Jahres. — Estrella, Setubal.

Galle auf *Cytisus albus* Lk., C. spec. und *Sarothamnus Welwitschii* B. R. erzeugt von Perrisia Trotteri n. sp. ♀ ♂.

Die Galle wurde schon beschrieben. Sie besteht in spindelförmigen und oft einseitigen Verdickungen der kleinen neuen Zweige. Eine einzige Larvenhöhle, in der eine Larve lebt. Die Wand ist anfangs fleischig und wird zur Reifezeit der Galle holzig. Verwandlung in der Erde. Die Galle entsteht im März und April, das Insekt erscheint im Mai und Juni des 1. Jahres. — Castello Branco bei Guarda in Estrella, Marvao, Castro Laboreiro.

180. **Taveres, S. J.** Description de deux Cécidomyies nouvelles in: Marcellia, I (1902), p. 98—100.

Rhopalomyia setubalensis n. sp. erzeogt auf den Blättern von *Santolina rosmarinifolia* var. *vulgaris* Bess. Gallen von kegeliger Gestalt, am Grunde etwas verengt, grün, weisswollig behaart, auf der Oberseite zu sechs an der Zahl sitzend. Die Höhlung ist lang und in der Richtung der Längsachse gelegen. Die Wandungen sind anfangs fleischig, werden später trocken und fast holzig. Länge 4 mm, Breite 1,5—2 mm. Die Galle entsteht im Herbst, das Insekt schlüpft im folgenden März aus. Die Verwandlung erfolgt im Inneren der Galle; das Ausschlüpfen durch eine Öffnung an der Spitze. — Die auf derselben Pflanzenart vorkommende Galle von R. santolinae Trav. findet sich nur auf dem Stengel und an den Zweigen. Setubal (Portugal).

Perrisia Andrieuxi n. sp. erzeugt Gallen an *Halimium libanotis* (L.) Lge. Diese sind ± kugelförmig und werden von zwei gegenüberstehenden Blättchen der End- oder Seitenknospen gebildet. Sie sind glänzend, grün oder rot, glatt, halbkugelförmig gebogen. Länge 4 mm, Breite 2—3 mm. Im Inneren eine oder zwei Larven; Verwandlung in der Erde. Die Öffnung liegt in der oberen Hälfte der Galle. Dieselbe entsteht im August und September, das Ausschlüpfen erfolgt im folgenden Februar.

181. **Tavares, P. J. da Silva.** Zoocecidias des suburbios de Vienna d'Austria in: Revista scienc. nat. Collegio S. Fiel, I (1902), p. 77—98. — Extr.: Marcellia, I, p. 182.

Aufzählung von 68 Cecidien aus der weiteren Umgebung von Wien (Lainz, Ober-St. Veit, Mauer, Rodaun, Kalksburg) nach den Gallenerzeugern. Neu für Niederösterreich ist Cynips coriaria var. lusitanica Kieff. auf *Quercus pedunculata* Ehrh. — ganz neu, aber nicht benannt eine mit Cynips calicis Burgsd. verwandte Cynipsart, deren Galle portugiesisch beschrieben wird. Das Imago wurde nicht beobachtet. Die Unterschiede von dieser sind: Farbe gelblich; Oberfläche wenig klebrig, keine Mittelkammer.

182. **Tavares, da Silva Joacq.***) As Zoocecidias Portuguezas. Addenda. Com a descripçao de quinze especias cecidogenicas novas in: Revista de scienc.

*) Bei dem Umstande, dass diese und die beiden vorhergehenden Arbeiten No. 177 und No. 179 in einer ziemlich fernabgelegenen Zeitschrift und in einer wenig verbreiteten Sprache geschrieben sind, trachtete ich, die Beschreibungen so vollständig als möglich zu geben. Für die Übersetzung aus dem Portugiesischen bin ich Herrn J. Boscarolli, Professor an der hiesigen Oberrealschule, zu Dank verpflichtet. (Ref.)

Digitized by Google

nat. Collegio de S. Fiel, I (1902), p. 95—152 [= Broteria, I (1902), p. 8—48]. — Extr.: Bot. Centralbl., XCII, p. 70.

Vergl. Bot. Jahresber., XXIX (1901), II. Abt., p. 698, No. 826.

In diesen beiden Arbeiten werden folgende Pflanzengallen — im Originale nach Urhebern geordnet, beschrieben resp. verzeichnet († bedeutet neues Substrat, ** neue Galle).

Achillea agaratum L. mit † Rhopalomyia millefolii (H. Löw).

Adenocarpus intermedius DC. mit Asphondylia adenocarpi n. sp. Galle etwas oval, grün, bisweilen nicht sehr glatt und sogar gekräuselt, wenig behaart; sie wird durch 2 entgegenstehende Blätter einer Knospe gebildet, mit welchen sie an den Rändern der ganzen Länge nach verbunden ist. Wände dünn, Larvenhöhle gross. Länge der Galle 7 mm, Breite 4 mm. Das Insekt erscheint im September oder anfangs Oktober des 1. Jahres. — Ponte do Lima.

Agropyrum repens R. Br.? mit Isosoma agropyri Schlecht.

Alnus glutinosa Gaert. mit Eriophyes brevitarsus (Fock.) und E. alni (Fock.).

Anarrhinum bellidifolium L. mit † Stagmatophora serratella Tr. und † Mecinus longiusculus Boh.

Arrhenatherum elatius M. et K. mit Isosoma n. sp. Galle eine mehr oder weniger einseitige Verdickung des Halmes in geringer Höhe über der Erde. Die äussere Oberfläche weist die charakteristischen Eigenschaften des Halmes auf, in welchem sie sitzt, mit Ausnahme der etwas dunkleren Farbe. Länge 10—12 mm, Breite 5—6 mm (jene des Halmes mit 1,5 mm angenommen). Grosse Larvenhöhlung ohne eigene Wände. Im August und September des 1. Jahres verharrt das Tier noch im Larvenzustande. Nicht häufig. — Gardudunha; Estrella; San Fiel.

Asparagus aphyllus L. mit ** Perrisia asparagi n. sp. (No. 101 und 282).

Die Galle besteht in einer Verdickung der neuen Triebe und wird durch die Dornen gebildet, welche oval und fleischig werden und ganz ineinander verwickelt bleiben. Die weissen Larven leben in den Winkeln der Dornen und nähren sich von diesen. Sie verpuppen sich in der Erde. Die Gallen erscheinen vom Herbst an und das Insekt im Frühling des folgenden Jahres. Man findet zu allen Jahreszeiten Gallen mit Larven, welche in Gesellschaft leben. — Setubal.

Asperula aristata L.*) mit † Perrisia asperulae (Fr. Löw.).

Asplenium filix foemina Bernh. mit Anthomyia signata Brischke.

Betula alba Ehrh. mit Teras ferrugana Tr. (p. 99 und 142). Galle ei- oder spindelförmig, erbsengross, am Grunde des Blattstieles entspringend. — San Fiel.

Brassica napus L. mit Ceuthorrhynchus sulcicollis Schönh.

B. oleracea L. mit Aphis brassicae L.

Bryonia alba L. mit Perrisia bryoniae (Bouché).

B. dioica L. mit Perrisia parvula (Lieb.).

Buxus sempervirens L. mit Psylla buxi L.

Centaurea nigra L. mit † Tephritis eluta Meig.

C. panniculata L. mit † Urophora quadrifasciata Meig.

C. sempervirens L. mit † Urophora solstitialis L.

---

*) Die zweite „*Asperula*"-Art („spec.") hat sich als *Crucianella angustifolia* L. herausgestellt. Siehe dort.

Digitized by Google

Chenopodium album L. mit Aphis atriplicis L.

Chondrilla juncea L. mit Eriophyes chondrillae (Can.).

Cistus ladaniferus L. und *C. monspeliensis* L. mit † Apion cyanescens Gyll.

Citrus aurantium Risso und *C. limonium* Risso mit Aphis spec.?

Composite mit Aulax spec. — Setrubal.

Coronilla glauca L. mit Perrisia coronillae n. sp. — Taf. I, Fig. 2.

Die Galle besteht aus einer Häufung von unregelmässiger (bisweilen jedoch runder oder ovaler) Form, bestehend aus verdickten und fleischigen Blättchen, ist rosarot, nicht selten grün. Die Grösse variiert, da die Länge im Durchschnitt 8—9 mm und die Breite 7—8 mm beträgt. Die äussere Oberfläche ist glatt und hat Furchen und kleine Erhöhungen. Bei der Bildung der Galle kommen gewöhnlich bloss die unteren Blättchen des Blattes in Verwendung, nichtsdesto weniger können auch alle einen Teil derselben bilden. Einige sind bloss aus einem Blättchen gebildet und in diesem Falle waren sie schmal länglich und etwas bogenförmig. Im Innern sind gewöhnlich verschiedene Höhlen, die von den Blättchen herrühren, welche nicht der ganzen Länge nach aneinanderhängen. Die Larven leben gesellig. Mitte Mai waren schon mehrere verpuppt; die Insekten schlüpfen Ende Mai oder im Juni aus. — Puchaleiros.

Crataegus oxyacantha L. mit Perrisia crataegi (Winn.), Aphis pruni Fabr., A. oxyacanthae Kaltb. und Contarinia anthobia F. Löw.

Crucianella angustifolia L. (als *Asperula* „spec.“) mit *Perrisia asperulae* (F. Löw.) (siehe p. 141).

Crucifere mit Ceutorrhynchus sulcicollis Payk.

Cynodon dactylon L. mit Lonchaea lasiophthalma Macq.

Cytisus albus Link mit † Janetiella maculata n. sp. Taf. I, Fig. 7, 7a. — Galle auf den achselständigen Knospen, mehr oder weniger oval, grün, manchmal rosarot und besteht aus ziemlich behaarten Schuppen, welche beinahe der ganzen Länge nach verbunden sind. Die Wände sind fleischig und wenig dick. Länge 3—4 mm, Dicke 2,5—3 mm. Nur eine einzige Larvenhöhle. Die Larve kriecht am oberen Teil der Galle heraus, indem sie die Spitzen der Schuppen entfernt und verwandelt sich in der Erde. Das Insekt erscheint im Mai des folgenden Jahres. — S. Fiel; mit † Asphondylia pilosa Kieff. und

Agromyza Kiefferi n. sp. Taf. II, Fig. 11. — Die Galle sitzt auf den Zweigen und bildet eine spindelförmige, meist einseitige Verdickung von 15 mm Länge und 4 mm Stärke, den Normalzweig mit 2 mm Dicke angenommen. Sie ist grün und hat Längsfurchen wie der Zweig, auf dem sie sitzt. Auf zwei Drittel des unteren Teiles, selten auf dem oberen, bemerkt man einen kreisrunden, bloss von der Rinde bedeckten Fleck, durch welchen die Imago ausschlüpfen muss. Diese Rinde vertrocknet zuweilen und die Mündung bleibt noch vor dem Ausschlüpfen des Insektes offen. Die ziemlich grosse, einzige Larvenhöhle liegt im Holzgewebe. Die Galle zeigt sich im Herbst und das Insekt schlüpft im Juni oder Juli aus.

Eine ähnliche Galle erzeugt Agromyza pulicaria Ng. auf *Sarothamnus scoparius*, welche sich hauptsächlich durch das Nervensystem der Flügel von A. Kiefferi n. sp. unterscheidet. — San Fiel e desde Castello Branco até à Covilhan; mit Eriophyes genistae (Nal.) und

Digitized by Google

Cecidomyide. Taf. II, Fig. 8. Die Galle ist eine einseitige oder beinahe einseitige Verdickung der neuen Triebe. Mittlere Länge 3,5 mm bei einer Breite von 8 mm, die Stärke des Normalzweiges mit 0,7 mm angenommen. Die grüne Galle ist reichlich mit Wolle bedeckt; die einzige Larvenhöhle hat anfangs eine fleischige Wand, die später, nach dem Ausschlüpfen der Larve, holzig wird. Der Zweig krümmt sich häufig ellenbogenförmig unmittelbar vor der Galle und wächst dann wieder weiter. Selten trifft man eine einzelne Galle, da sie zu 8 oder 4 in Gruppen vereinigt sind, wobei man ihre Zahl durch die engen dazwischen liegenden Räume sofort erkennen kann. Sie zeigen sich zahlreich im Frühling. Die Larve gleicht vollkommen jener von Janetiella maculata n. sp. Die Verpuppung geschieht in der Erde. — San Fiel e desde Castello Branco atè Guarda;
† Asphondylia bitensis Kieff. und † Contaria scoparia Rübs.

Daucus carota L. mit Lasioptera carophila F. Löw.

Epilobium virgatum Fr. mit † Mompha decorella Steph.?

Erica aragonensis Willk. mit † Perrisia ericina (Fr. Löw.), Contarinia n. sp.? — Die Galle ist nach Entfernung der äusseren Schuppen mehr oder weniger eiförmig und entsteht durch die Umbildung einer achselständigen Knospe. Sie ist aus einer grossen Menge von Schuppen gebildet, die über einander liegen und von aussen nach innen an Länge abnehmen. Die äusseren sind etwas kürzere Blätter als die normalen, zuerst grün, dann rötlich und endlich braun. Die inneren sind gelblichweiss und bedecken die einzige Larve. Die Galle hat 3—5 mm Länge und auf der unteren Seite 1,7 mm Breite. — Gardunha; perto do Sobral do Campo;
mit † Nanophyes niger Waltl.

E. arborea L. mit Perrisia ericina (Fr. Löw.).
Perrisia Zimmermanni n. spec. — Die Gallen gleichen jenen von Cecidomyia mediterranea (Fr. Löw.), sind jedoch länger und schmäler. Sie kommen auf den gipfelständigen Zweigen vor und bestehen aus 6 Schuppen, die einander bedecken. Anfangs grün, werden sie in der Reife braun. Die 8 äusseren sind 5 mm lang, 2 mm breit und enden in eine dünne Spitze; die inneren sind stumpf und bedecken die einzige Larve. Die Gallen sind im Herbst schon gebildet, aber das Insekt schlüpft nicht vor April oder Mai des folgenden Jahres aus. — Perto da Covilhan; mit Cecidomyia mediterranea (F. Löw.); mit
Cecidomyiden-Galle. Sie besteht aus einer Umwandlung der Knospen (gewöhnlich seitenständiger, in dessen Achsel sie sitzt, ist oval, beinahe ungestielt, von rötlicher, selten von grüner Farbe und aus vielen schmalen, spitzigen und mit bewimperten Rändern versehenen Schuppen gebildet. Die inneren Schuppen sind immer grün und lassen in der Mitte einen leeren Raum, in welchem ohne innere Galle eine rötliche Larve lebt. Länge 5 mm, Breite 8 mm. Die Verpuppung erfolgt wahrscheinlich im Boden. Im Mai gab es schon viele leere Gallen. — Puchaleiros; Setubal; Granja.

E. ciliaris L. mit Perrisia Broteri n. spec. — Taf. II, Fig. 4. Die Galle ist oval und besteht aus dachziegelförmigen Schuppen wie bei der von P. ericae scopariae Duf., welche durch eine klebrige Substanz verbunden, grün und bisweilen mehr oder weniger weinfärbig sind. Jede Galle enthält 1, 8, 5, ja sogar 7 oder 8 zwischen den Schuppen wohnende

Digitized by Google

Larven wie bei P. ericae scopariae. Der Unterschied liegt darin, dass bei dieser jede Larve in einer kleinen Galle, welche unter einem Blättchen liegt und aus einer Blüte entstanden ist, eingeschlossen ist; während bei P. Broteri die Larve frei ohne innere Galle ist und ein weisses Gespinst spinnt, in welchem sie sich unter einer Schuppe verpuppt. Mittlere Länge 15 mm, Dicke 9 mm. Nach dem Ausschlüpfen des Insekts vertrocknen die Gallen im Gegensatze der Gallen von P. ericae scopariae Duf. — Zwischen Runa und Turcifal.

E. scoparia L. mit Perrisia ericae scopariae (Duf.); mit Cecidomyidengalle wie bei *E. arborea* L.

E. stricta Don mit † Perrisia ericina (Fr. Löw).

Erucastrum Pollichii Spenn. mit † Ceutorrhychus sulcicollis Schönh. und mit † Dasyneura rhaphanistri Kieff.

Euphorbia nicaeensis All. mit Cecidomyidengalle (Massal. 1898), mit Dasyneura capsulae Kieff.

Ficus carica L. mit Blastophaga grossorum Grav.

Foeniculum officinale All. mit Lasioptera carophila F. Löw und Schizomyia pimpinellae (F. Löw).

Fraxinus angustifolia Vahl mit † Perrisia acrophila (Winn.) und Eriophyes fraxini (Nal.).

Galium Broterianum Boiss. et Reut. mit † Eriophyes galii (Nal.)?

G. elodes Hoffmgg. et Link mit † Perrisia hygrophila (Mik.).

G. erectum Huds. (als *G. saccharatum* All.? vgl. p. 141), mit Perrisia galii (H. Löw) mit † Schizomyia galiorum Kieff. und Eriophyes galii (Nal.)?

G. palustre L. var. *debile* Desv. mit Perrisia hygrophila (Mik.).

Genista anglica L. mit † Perrisia genisticola (Fr. Löw).

G. lusitanica L. (als „Retama sphaerocarpa") mit Janetiella Martinsii n. p. 142.

Halimium heterophyllum Spach mit Dipterocecidium. Die Galle findet sich in den achsel- und endständigen Knospen und besteht aus 2 frischen entgegenstehenden Blättern. Diese Blätter sind behaart und haften der ganzen Ausdehnung nach mit den Rändern aneinander, wodurch sie eine Höhle für die Larve umgrenzen. Sie endet oben in eine Spitze Höhe 6 mm, Dicke 2 mm. Die Larve verpuppt sich in der Galle und das Insekt kriecht durch eine Öffnung aus, die es seitwärts macht. — Quinta do Armelao und

Coleopterocecidium (?): Eine ovale und wenig hervortretende Verdickung der Zweige. Die äussere Oberfläche ist wie jene des Zweiges. Länge 4 mm, Dicke 2,5 mm, (die Stärke des normalen Zweiges zu 2 mm angenommen). Eine einzige, in der Achse des Zweiges gelegene Larvenkammer. — Quinto do Armelao.

H. libanotis (L.) Lange mit Perrisia spec.

H. occidentale Willk. mit Perrisia n. spec. Die Galle besteht aus der umgewandelten Endknospe, ist kugelig oder mehr oder weniger oval und besteht aus Blättern, die sich von den normalen durch viel geringere Länge unterscheiden. Sie sind dachziegelartig, weil die inneren kürzer sind. Zwischen denselben leben die orangefarbenen Larven, welche sich in der Erde verpuppen. Im August enthalten die Gallen noch Larven. — Estrella.

Hedera helix L. mit Asterolecanium Massalongianum Targ.-Tozz.

Digitized by Google

Helichrysum stoechas DC. mit Urellia mamula Frauenf.

Hieracium boreale Fr. mit Aulax hieracii Bouché.

H. sabaudum L. mit Carphotricha pupillata Fall.

Hypericum tomentosum L. mit † Cecidomyia Giardiana (Kieff.).

H. undulatum Schousb. mit † Perrisia hyperici (DC.).

Hypochoeris glabra L. und *H. radicata* L. mit † Aulax hypochoeridis Kieff.

Inula crithmoides L. mit Myopites Frauenfeldi Schin.

I. viscosa Ait. mit Myopites Olivieri Kieff.

Juglans regia mit Eriophyes erineus (Nal.) und E. tristriatus (Nal.).

Juncus lamprocarpus Ehrh. mit Livia juncorum Latr.

Juniperus nana Willd. mit Oligotrophus Panteli Kieff.?

Lactuca viminea Link mit Acidia pulchella n. spec. — Galle: Die Larven entwickeln und verpuppen sich in den Körbchen, deren Blüten verschwinden, so dass bloss dachziegelförmige Schuppen übrig bleiben, um die einzige Larvenkammer zu bedecken. Das Körbchen öffnet sich nicht, verdickt sich vielmehr und wird konisch. Länge 7 mm, Dicke 8 mm. Das Insekt schlüpft in der ersten Hälfte Juli des Jahres aus. — Perto de San Fiel.

Lathyrus cicera L. mit † Apion gracilicolle Gyll.

Laurus nobilis L. mit Trioza alacris Flor.

Linaria Tournefortii (Poir.) Lange var. *glabrescens* Lange mit † Mecinus dorsalis Aubé, † Gymnetron linariae Panz. u. † G. antirrhini Payk.

Linum angustifolium R. Br. mit Perrisia sampaina n. sp. Galle: Die bisher unbekannte Larve erzeugt in den Knospen des Flachses eine ovale Galle, welche in Frankreich schon auf *Linum usitatissimum* L. angetroffen und von Perris (Annales de la Société entom. de la France, 1870 pag. 178) beschrieben wurde. Die Larven verpuppen sich in der Galle. — Granja.

Lonicera periclymenum L. mit Perrisia periclymeni (Rübs.).

Lotus corniculatus L.? mit Perrisia loticola (Rübs.).

L. uliginosus Schrank mit Contarinia loti (DG.).

Lysimachia vulgaris L. mit Eriophyes laticinctus (Nal.).

Lythrum acutangulum Laq. mit † Nanophyes globiformis Kiesw.?

L. hyssopifolium L. mit † Nanophyes hemisphaericus Oliv.

L. salicaria L. mit Perrisia salicariae Kieff.

Margotia gummifera (Desf.) Lange (= *Laserpitium thapsiaeforme* Brot.) mit Lasioptera thapsiae Kieff.?

Mercurialis annua L. mit Aphis spec.? und Apion Germari Waltl.

Nardus stricta L. mit Isosoma spec.

Olea europaea L. mit Cecidium von Bacillus oleae Archangeli (nicht Phytoptocecidium vgl. p. 142): Die Galle ist jener von Eryophyes pini, der auf *Pinus silvestris* vorkommt, ziemlich ähnlich. Sie wird durch die einseitige Verdickung der neuen Zweige gebildet. Die Oberfläche ist unregelmässig und rissig. Die Höhe kann 9 mm und die Dicke 15 mm erreichen. Die Galle ist holzig und hat im Innern keinerlei Kammern.

Ononis hispanica L. mit † Asphondylia ononidis Fr. Löw.

Origanum virens Hoffmgg. et Link. mit Oligotrophus origani n. sp. — Taf. I, Fig. 5. — Die Galle ist eine geringe Verdickung von mehr oder weniger ovaler Form und grüner Farbe, gänzlich aus seitenständigen Knospen bestehend, welche breiter werden und dachziegelförmig bleiben. Länge 13—15 mm, Dicke 10 mm. Die Larven leben zwischen den Blättern

Digitized by Google

(deren Ränder und obere Seite lange weisse Haare haben), ohne innere Galle und spinnen ein weisses Gespinst, worin sie sich verpuppen. Nach dem Ausschlüpfen der Insekten beginnen die Knospen sich zu entwickeln, wenn die Zweige wachsen, und die Blätter der Galle öffnen sich und bleiben freistehend. Sie erscheinen das ganze Jahr hindurch und die Insekten schlüpfen von Februar bis September aus. — Setubal.

O. vulgare L. mit Aphis spec.?

Ornithopus spec. mit Asphondylia spec.

Papaver dubium L. und *P. rhoeas* L. mit Aulax papaveris Perr.

Persica vulgaris DC. mit Aphis persicae Fonsc.

Phagnalon saxatile Cass. mit Trypeta Luisieri n. sp. T. I, Fig. 1. Die Galle ist eine ovale Verdickung des Endes eines Zweiges. Die Oberfläche ist mit Wolle bedeckt. Länge 8 mm, Dicke 2 mm. Die Wand ist dünn und die einzige Larvenhöhle gross. Die Gallen erscheinen von Mai bis Oktober. Die Insekten schlüpfen im März und April des folgenden Jahres aus und bisweilen früher, denn im Oktober findet man schon Gallen mit Puppen. — Fundort?

Phaseolus vulgaris L. mit Aphis spec.?

Phillyrea angustifolia L. mit † Braueriella phyllireae (Fr. Löw).

P. media L. mit Perrisia rufescens Desf. und Braueriella phyllireae (Fr. Löw).

Pimpinella villosa Schousb. mit Contarinia pimpinellae n. sp. Taf. I, Fig. 6, 6a—c. Die Galle besteht aus einer mehr oder weniger spindelförmigen Verdickung der Zweige. Bisweilen wachsen 2 oder mehrere Gallen zusammen und sind dann entstellt oder nicht selten wie durch einen Flaschenhals getrennt. Die Länge variiert zwischen 7 und 8 mm, der Umfang zwischen 8—5 mm (den Umfang des Normalzweiges zu 1 mm angenommen). Sie sind grün und die Oberfläche unterscheidet sich vom Normalzweige nur dadurch, dass die Längsfurchen, welche man ohne Lupe nur schwer wahrnimmt, sich sehr deutlich zeigen. Die einzige Larvenkammer (auch wenn mehrere Gallen zu einer verwachsen) ist ziemlich gross und in der Achse des Zweiges gelegen; die Wände sind ziemlich dick (1—1,5 mm) und etwas hart. Die Larve macht gewöhnlich an der oberen Hälfte der Galle eine Öffnung, die bloss von der Epidermis bedeckt bleibt, damit das Insekt dort ausschlüpfen kann. Die Lage der Galle ist ziemlich abweichend, da sie gewöhnlich auf den Zweigen, nicht selten im Punkte, von dem die Strahlen der Dolde ausgehen, auf den Strahlen selbst und sogar auf dem Stempel sitzt. Oft krümmt sich der Zweig neben ihr ellbogenartig (im stumpfen Winkel) und manchmal verkümmert die Dolde oder der Strahl, worauf sie sitzt. Die Verpuppung erfolgt in der Galle und das Insekt erscheint in der ersten Julihälfte des 1. Jahres. — Castello Branco, Louza, Setubal.

Pirus communis L. mit Psylla pirisuga Först., Aphis spec. und Eriophyes piri (Nal.).

P. malus L. mit Aphis mali Fabr. und Schizoneura lanigera Hsm.

Pistacia lentiscus L. mit Aploneura lentisci Pass. (nicht Pemphigus semilunaris Pass., vgl. p. 142).

Phytoptocecidium: Blätter am Rande gekräuselt und nach oben eingerollt. — Perto de Torres, Santa Cruz. und Eriophyes Stephanii (Nal.).

P. terebinthus L. mit Tetraneura semilunaris Pass. und T. utricularia Pass.

Digitized by Google

Plantago coronopus L. mit † Mecinus collaris Germ.

P. lanceolata L. mit Mecinus pyraster Herbst.

Populus nigra L. mit Pemphigus bursarius L., P. vesicarius Pass., P. populi Courch, P. marsupialis Courch, P. affinis Kaltb., P. spirothecae Pass. und P. spec. Galle a) Diese Art scheint verschieden von Pemphigus bursarius L., dessen Galle, wenn sie an Zweigen sitzt, niemals unmittelbar daran ist und die Stelle einer Knospe einnimmt. Bei dieser Art ist sie unmittelbar und nicht an Knoten. Ihre Grösse ist bedeutend (Höhe 20 mm, Breite 25 mm). Der Ast verdickt sich gewöhnlich an den Stellen, wo sie eingeschaltet ist. Bei der Beobachtung waren schon alle Blattläuse ausgekrochen oder waren noch Larven, so dass man nicht weiss, ob es eine von P. bursarius L. verschiedene Art ist. — Alpedrinha, Oledo, Louza.

b) Die 2 Hälften des Randes frischer Blätter krümmen sich nach unten und bilden eine Höhle, in welcher die Hemipteren leben. Diese verblieben im Larvenstadium und deshalb war es nicht möglich, die Art zu bestimmen. Fundort?

P. tremula L. mit Saperda populnea L.

Potentilla tormentilla Nestl. mit Xestophanes brevitarsis Thoms.

Prunus avium L. und *P. cerasi* L. mit Myzus cerasi Fabr.

P. domestica L. mit Aphis humuli Koch und A. pruni Fabr.

Pterocephalus Broussoneti Coult. mit Alucita grammodactyla Zell.?

Pterospartium cantabricum Spach mit Asphondylia pterosparti n. spec. Die Galle ist oval, so gross wie jene, welche A. sarothamni H. Löw erzeugt und mit dichter weisser Wolle bedeckt. Sie ist die Umbildung einer achselständigen Knospe oder Blüte. Man sieht sie vom Februar an. Das Insekt schlüpft im April aus. — San Fiel, Sobral do Campo.

Pulicaria odora Reichb. mit Dipterocecidium: Die Gallen bestehen aus einer beinahe kugelförmigen Verdickung von der Grösse eines Hirsekornes, welche sich über die beiden Flächen des Blattes (besonders über die untere) erhebt. Sie sitzen auf allen Teilen des Randes manchmal in solcher Menge, dass sie ihn entstellen und nicht selten auf dem Stengel. Sie sind von einer weissen, feinen und breiten Wollschicht bedeckt, haben eine dünne Wand und eine einzige Larvenkammer. Im Mai waren die meisten Larven noch wenig entwickelt. — Setubal.

Quercus coccifera L. mit Plagistrochus cocciferae, Licht. Dryocosmus Fonscolombei Kieff. und mit Eriophyes spec.?

Q. coccifera var. *imbricata* DC. mit Andricus coriaceus var. barrensis n. var. von Matto do Collegio do Barro.

Q. coccifera var. *vera* DC. und *imbricata* DC. mit Plagiotrochus fusifex Mayr., P. cocciferae Licht. und P. Kiefferianus n. sp. — Taf. II, Fig. 9, 10. Vgl. *Quercus ilex* L. — Torres Vedras, perto de Santa Cruz, Arrabida e perto de Setubal,

mit Dryomyia cocciferae (March.), Contarinia spec. (Massal. 1898), C. coccifera n. sp. — Taf. II, Fig 8. Vgl. *Quercus ilex* L. — Matto do Collegio do Barro, Torres Vedras, Setubal,

Cynipidengalle: Die Galle ist eine birnförmige, glatte Verdickung des Endes eines jungen Zweiges, welche wie mit einem Schnabel abschliesst. Höhe 7 mm, Umfang 4 mm, (jenen des Normalzweiges zu 1 mm angenommen). Manchmal ist die Verdickung einseitig. — Zwischen Setubal und Palmella, und mit

Digitized by Google

Dipterocecidium: Die Gallen sitzen auf der oberen Seite der Blätter und bestehen aus einer glatten, zur Zeit der Reife dunklen zylindrischen Röhre, welche an der Basis von einer dunklen und konvexen Zone von 1,5 mm Durchmesser umgeben ist. Höhe und Breite des Zylinders sind gleich ($^3/_4$ mm). Sie verpuppt sich wahrscheinlich in der Erde. — Perto de Torres Vedras.

Dann von Plagiotrochus ilicis Fabr. var. Emeryi Mayr. Die Galle gleicht jener des Typus. — Setubal — und Contarinia luteola n. spec. Vgl. *Quercus ilex* L. — Torres Vedras, Setubal.

Quercus humilis Link mit Andricus ramuli (L.) Schenck var. trifasciata Kieff., Cynips Kollari Htg., Cynips spec.?, Trigonaspis synaspis Htg., Neuroterus tricolor Htg., N. lenticularis Oliv.

Q. humilis var. *prasina* Bosc mit † Andricus ostreus (Gir.) Mayr, † A. ramuli (L.) Schenck var. trifasciata Kieff., † A. trilineatus Htg., † A. Giraudi Wachtl, A. Panteli Kieff., † Cynips Kollari Htg. und † var. minor Kieff., † Trigonaspis synaspis Htg., † Neuroterus tricolor Htg., † N. baccarum Mayr, † N. fumipennis Htg. und † Dryophanta pubescentis Mayr.

Q. ilex L. (*genuina*) mit Andricus pseudococcus Kieff., A. coriaceus Mayr, Plagiotrochus fusifex Mayr, P. ilicis Licht.,

P. Kiefferianus n. sp. — Taf. II, Fig. 9 u. 10. Die Galle besteht aus einer mehr oder weniger spindelförmigen Verdickung der jungen Zweige. Farbe und äussere Oberfläche sind wie beim Normalzweige. Die Grösse ist sehr veränderlich, so dass man manchmal kleinere trifft, als die Fig. 9 abgebildete. Sie ist sehr hart und holzig und hat im Innern eine grosse Menge von Larvenzellen von etwas ovaler Form. In der Galle Fig. 10 waren deren mehr als 90. In jeder Zelle lebt bloss eineLarve und die Imago durchbohrt die Galle von der Seite. Gewöhnlich verdorrt der Zweig unmittelbar vor der Galle. Im Herbste schlüpfen schon einige Insekten aus, aber die meisten verbringen als Imago den Winter in der Galle und kommen erst im März oder April des folgenden Jahres hervor. Die Gallen erscheinen im Frühjahr und manchmal im Herbst. — Perto do Sobral do Campo,

mit Dryomyia Lichtensteini (Fr. Löw), Contarinia ilicis Kieff., Taf. II, Fig. 6a—c, Contarinia n. spec. Taf. II, Fig. 5 u. 7 (Massal. 1898).

C. cocciferae n. spec. — Taf. II, Fig. 8. Die Gallen sind Umbildungen der achsel- oder endständigen Knospen und haften immer am Zweig, auch nach dem Ausschlüpfen der Insekten. Ihre Form ist mehr oder weniger oval, gleicht ziemlich der von A. fecundatrix Htg., mit der sie verwechselt worden ist. Die Grösse kann sehr variieren, da man einige von der Grösse jener von A. fecundatrix trifft (Länge 18 mm, Dicke 14 mm), während andere ziemlich klein sind (Länge 7 mm, Umf. 4 mm). Jede besteht aus einem breiten, holzigen, etwas konvexen Teil, über welchem die inneren Gallen gelagert sind mit sehr dünnen, nicht holzigen oder höchstens halbholzigen Wänden. Eine einzige Larvenkammer. Jede innere Galle wird durch viele dachziegelartige Schuppen geschützt und hat ausser diesen an der Peripherie andere breitere und längere Schuppen, welche gegen aussen die ganze Galle schützen und das eigene System der inneren Gallen umhüllen. — Arrabida, Sobral do Campo.

ferner mit Eriophyes ilicis (Can.), E. spec.?, dann mit

Dipterocecidium: Die zylindrische, strohgelbe Galle sitzt auf der oberen, selten

Digitized by Google

auch auf der unteren Seite der Blätter. Bis zur halben Höhe ist sie wollig und am Grunde ist sie von einem kreisförmigen weisslichen Fleck umgeben, dessen Durchmesser 2—8 mm beträgt. Länge der Galle 2 mm, Breite 1 mm. Verpuppung in der Erde. — Perto do Sobral do Campo und

Phytoptocecidium: Umwandlung der männlichen Blütenkätzchen in beinahe zylindrische Verdickungen, welche gewöhnlich nach der Seite des Blattstieles, der sie trägt, gebogen sind. Die Galle besteht aus einer holzigen Achse, welche nie stärker ist als die Achse des Kätzchens und aus einem schwammigen, lichtkaffeefarbigen äusseren Teile, der aus der kelchförmigen Blütenhülle (Perigon) und den Staubfäden gebildet wird. Die Länge erreicht bei einigen 15 mm und der Umfang bis 4 mm. — Perto do Sobral do Campo,

ferner mit

Plagiotrochus Burnayi n. sp. — Die mehr oder weniger ovale Galle sitzt im Gewebe des Bechers der Steineichel und zwar so, dass sie an die Eichel anstösst, ohne dass irgend etwas äusserlich ihr Dasein verrät. Die Eichel wächst wenig und biegt sich nach der Seite, wo die Galle sitzt und der Becher krümmt sich ebenso. Die Gallen, eine oder zwei, sitzen unten an der Seite oder sogar am Grunde des Bechers. — Perto do Sobral do Campo.

Dann mit † Plagiotrochus fusifex Mayr var. illicinus n. sp. — Sobral do Campo e Oledo, P. ilicis Fabr. var. niger Kieff., Dryocosmus australis Mayr.

Contarinia luteola n. spec.

Wenn die Galle am Rande eines Blattes sitzt, besteht sie aus einer im Parenchym gelegenen Larvenkammer von mehr oder weniger kreisförmigem Umfang, von im Verhältnis zur Breite geringer Höhe und in einer strohfarbenen zylindrischen Röhre gipfelnd, welche 2 mm lang und 1 mm breit ist. Diese Röhre, sowie der Rand, auf dem sie sitzt, hat bis zur halben Höhe einige Härchen und erhebt sich inmitten einer sehr kleinen weisslichen Erhabenheit, deren Durchmesser 2—8 mm beträgt, und welche zur Zeit der Reife dunkelbraun wird. Wenn die Galle so ist, wie sie Massalongo (Le galle nella flora italica, 1898, pag. 884) beschrieb, sitzt sie auf der Oberhaut der neuen Blätter, auf den Blattstielen, selten auf dem Mittelnerv der Blätter, und hat die Form eines mehr oder weniger gestutzten Kegels (vergleiche Tafel II, Fig. 5). Wahrscheinlich ist dies der Erzeuger dieser 2 Gallen derselbe, obgleich sie ziemlich verschieden scheinen. Die vollkommenen Insekten, welche ich aber noch nicht genügend vergleichen konnte, wiesen nur geringe Unterschiede auf, während die Larven gleich sind. Die Galle beginnt am Ende des Sommers und des Herbstes sich abzustumpfen, das Insekt erscheint Ende März oder anfangs April des 2. Jahres, indem es durch die Röhre ausschlüpft, welche die Larvenkammer krönt. Verpuppung in der Galle. — Perto do Sobral do Campo e Soalheira, Louza e Oleda, Villa Velha de Rodao.

Q. ilex var. *avellanaeformis* Colm. et Bout. mit † Contarinia ilicis Kieff.

Q. lusitanica Link mit Andricus curvator Htg., Cynips tozae Bosc, und C. Kollari Htg.

Q. lusitanica var. *Broteri* Cout. mit † Andricus ostreus (Gir.) Mayr, † A. ramuli (L.) Schenck var. trifasciatus Kieff., † A. curvator Htg., † A. globuli

Digitized by Google

Htg., † A. fecundatrix Htg., † A. Panteli Kieff., † A. solitarius Fonsc., † A. superfetationis Paszl., † A. radicis Fbr.

† A. pseudoinflator n. sp. — Taf. II, Fg. 12, 12a. Die Galle gleicht äusserlich jener von A. inflator Htg., ist aber kleiner, weil sie bloss 5—6 mm hoch und 4—5 m breit ist, während jene von A. inflator 12 mm Höhe und 7 mm Breite erreichen kann. Sie besteht aus der Endverdickung einer neuen Knospe, hat an der Oberfläche normale Knospen und Blätter, nur näher aneinander als bei jener von A. inflator, was beweist, dass das Insekt das Ei in die Achse der endständigen Knospe legt, welche sodann bloss an Dicke zunimmt. Durch einen vertikalen Schnitt sieht man die innere Galle von ellipsoider Form mit den nicht sehr dünnen Wänden. Seitwärts und oberhalb wird sie von einem schwammigen Gewebe umgeben, welches vom holzigen Gewebe des Zweiges umhüllt ist. Das Insekt durchlöchert die innere Galle oben, kriecht durch das schwammige Gewebe und schlüpft am oberen Teile der Galle aus. Die Galle erscheint im März und das Insekt schlüpft im Mai oder Juni desselben Jahres aus. — Puerto di Torres Vedras.

A. Nobrei n. sp. (p. 141 — nicht p. 38). Die Galle ist am oberen Teile mehr oder weniger zugespitzt, ähnlich wie jene von A. circulans Mayr, oval, glänzend, glatt und bleich. Sie hat 2—8 mm im Durchmesser und entwickelt sich am Becher. Das Insekt erscheint im August und September des 1. Jahres. — Matto do Collegio do Barro, ferner

† Cynips coriaria Haimh., † und var. lusitanica Kieff., † C. tozae Bosc, † C. Kollari Htg.

† C. Panteli n. sp., Taf. II, Fig. 1 u. 2. Sie erzeugt in dem noch sehr jungen Becher eine Galle von der Form eines gestutzten Kegels. Sie hat 2 Kronen von Verlängerungen, einen am unteren Teile, gewöhnlich nach unten gedreht, so dass er den ganzen Becher einhüllt; die anderen beinahe auf halber Höhe. Diese Verlängerungen können entweder einfach oder verzweigt sein; sie haben eine Länge von 5—15 mm, sind gewöhnlich nach unten gewendet und mehr oder weniger deutlich ausgeprägt. Am oberen Teile der Galle sind noch 2—8 und mehr Verlängerungen von wechselnder Form und Länge um eine Vertiefung herum gelegen, durch welche das Insekt ausschlüpfen muss. Anfangs ist sie mit einer sehr reichlichen klebrigen Substanz bedeckt und von weinroter Farbe. Zur Zeit der Reife ist diese klebrige Substanz bereits verschwunden, die Oberfläche ist glatt und etwas runzelig und die Farbe der Galle ist mehr oder weniger chokoladebraun. Sie entwickelt sich gewöhnlich auf der Aussenseite des Bechers, welcher nicht mehr weiter wachsen kann. Bisweilen entsteht sie im Innern und, da Becher und Eichel sich stark entwickeln, muss dann die Galle zwischen beiden hervorkommen und wird missgestaltet. Die Länge beträgt 20 mm, der Umfang 20—25 mm auf der Höhe des zweiten Kranzes, während die Breite am unteren Teile der Galle 11—18 mm beträgt. Sie ist beinahe holzig, während die ins Mark dringende Substanz schwammig ist. Diese kann bisweilen fehlen, in welchem Falle ein zentraler, in der Längsrichtung gelegener Kanal vorhanden ist, der von der Spitze nach unten bis zur Zentralzelle, die beinahe an der Basis der Galle gelegen ist, sich allmählich erweitert. Das Insekt kriecht durch die Marksubstanz und durchlöchert die Galle am Oberteile.

Digitized by Google

Auf *Q. lusitanica* Lk. beginnt die Galle im Juli zu erscheinen und in der ersten Hälfte des September erlangt sie die Reife. Auf Q. toza Bosc beginnt sie Ende August und während des Septembers zu erscheinen, da man im Oktober noch einige kleine findet. Das Insekt schlüpft aus der Puppe zu Beginn des Winters, aber aus der Galle erst im Januar oder Februar. — Cadriceira.

A. Krajnovici n. sp. — T. I Fig. 4, 4a. Diese Gallen, welche jener von A. corticis Hart. ähneln, sitzen am unteren Teile des Stammes in irgend einem Riss der Borke und sind so an einander gerückt, dass sie sich gegenseitig drücken. Sie sind gelb und oben wie mit einer Kapuze bedeckt, welche zur Zeit der Reife abfällt. Sie sind (ohne Kapuze) 12 mm hoch und (am oberen Teil) 5 mm hoch, holzig und konisch, wobei der dünnste Teil (die Spitze des Kegels) in der Borke steckt. Der obere Teil der Galle ist konvex wie bei A. corticis Htg., aber der Kreis von Punkten ist hier durch einen hohlen, innerlich in der Richtung der Achse gerieften Zylinder ersetzt, der von aussen glatt, oben offen und ungefähr 8 mm hoch ist. Die Larvenzelle ist gross, mehr oder weniger oval und wie bei der Galle von A. corticis Htgt. gelegen. Das Insekt macht beim Ausschlüpfen ein Loch in das Zentrum des oberen konvexen Teils. — Matto do Collegio do Barro.

Trigonaspis Mendesi n. sp. — Taf. I, Fig. 9 und T. II, Fig. 13. Diese elegante Galle entwickelt sich auf der unteren Seite der Blätter auf beiden Seiten des Hauptnervs, selten auf den Seitennerven. Sie hat Schiffchenform und besteht aus einem etwas gefurchten Stiel (Fuss), der wie ein Halbmond, endet, an dessen Basis die ovale Larvenzelle sitzt. Sie ist halbholzig, glatt und gelb, manchmal rosarot. An den Rändern des Halbmondes hat sie ziemlich häufig einen oder drei Zähne. Höhe 4,5 mm, Breite 8,4 mm. Sie erscheint im Juli und August; das Insekt schlüpft im Januar und Februar des folgenden Jahres durch eine Seitenöffnung aus. — Matto do Collegio do Barro, Cadriceira, ferner
mit † Biorrhiza pallida (Oliv.), † Neuroterus baccarum Mayr, † N. fumipennis Htg., † N. numismatis (Oliv.), † Dryophanta pubescentis Mayr, Heliozela stanneella Tr. und eine

Cynipidengalle: Umbildung einer achselständigen Knospe von 8,5 mm Länge und 2 mm Breite. Die Galle ist oval und mit dichter Wolle bedeckt, hat dünne Wände und nur eine einzige Larvenhöhle. — Fundort?
Endlich: Dryophanta pubescentis Mayr.

Q. lusitanicus var. *faginea* Boiss. mit Andricus ostreus (Gir.) Mayr, A. ramuli (L.) Schenck var. trifasciata Kieff., † A. gemmatus Adler, A. curvator Htg., A. fecundatrix Htg., † A. Kirchsbergi Wachtl, A. Panteli Kieff., A. solitarius Fonsc., † A. Sieboldi Htg., † A. radicis Fabr., † A. rhizomae Htg., A. pseudoinflator n. spec. Quinta do Armelao (s. oben), A. Krajnovici n. spec. Quinto do Armelao (s. oben), † Cynips coriaria Haimh. und var. lusitanica Kieff., C. tozae Bosc, C. Kollari Htg. und † var. minor Kieff., C. Panteli n. spec., Cadriceira (s. oben), Trigonaspis Mendesi n. sp., Quinta da Armelao (s. oben), Biorrhiza pallida (Oliv.), † Neuroterus tricolor Htg., N. baccarum Mayr, † N. albipes Schenck, † N. fumipennis Htg., † N. numismatis (Oliv.), Andricus corticis Htg.

A. trilineatus var. bairensis n. sp. Die Galle unterscheidet sich vom Typus durch nichts. Sie sitzt im holzigen Gewebe der jungen Zweige und ist

Digitized by Google

von aussen nicht sichtbar. Die Insekten schlüpfen im Juli des 1. Jahres aus. — Lousa; ferner † Andricus furunculus (Beijer.),

A. Bocagei n. sp. Die Galle ist grün, glatt, von kugelförmiger oder mehr oder weniger sphäroidischer Gestalt wie jene von Andricus globuli Htg., aber der Länge nach gefurcht, wie jene von Andricus autumnalis Htg. Sie erscheint schon im Frühjahr, bis zur Hälfte in den achsel- oder endständigen Knospen steckend, und Mitte Juli sind schon viele abgefallen. Das Insekt erscheint im Oktober des 1. Jahres, während A. globuli und A. autumnalis Htg. erst im 2. und manchmal erst im 8. Jahre ausschlüpfen. — Quinta dos Fornos.

ferner Neuroterus lenticularis var. histrio Kieff., † N. aprilinus Gir. und Dryophanta pubescentis Mayr.

Q. pedunculata Ehrh. mit Andricus ostreus (Gir.) Mayr, A. ramuli (L.) Schenck var. trifasciata Kieff., A. curvator Htg., A. inflator Htg., A. globuli Htg., A. fecundatrix Htg., A. Panteli Kieff., † Cynips coriaria Haimh., C. tozae Bosc, C. Kollari Htg., Biorrhiza pallida (Oliv.), Dryophanta agama Htg., Neuroterus baccarum Mayr, N. vesicator Schlechtd., N. fumipennis Htg., N. numismatis (Oliv.), Aphis suberis n. sp., Castello Novo (s. unten), Phylloxera coccinea Heyd., mit

Cynipidengalle: a) Gallen an der Basis der neuen Knospen sitzend, elliptisch, anfangs grün, bei der Reife braun. Wenn deren viele sind (4—6 und mehr) so vertrocknet der kleine Zweig und sie sind der Länge nach rings um denselben geordnet. Sind deren nur eine oder zwei, so entwickelt sich der Zweig normal, wobei er sich kaum an der Basis verdickt und bisweilen ellenbogenförmig krümmt. In dieser Verdickung gibt es eine Einsenkung, welche der Galle als Lager dient, weshalb diese der Länge nach liegt, wobei sie von der äusseren, dem Lager gegenüberliegenden Seite, durch eine dünne Schuppe geschützt wird, die sich ihr genau anschmiegt. Manchmal umhüllt der Zweig, wenn er stärker wird, die Galle, so dass sie ganz bedeckt wird und nicht selten sogar in der Achse des Zweiges liegt. Länge der Galle, deren Wand sehr dünn ist, 2 mm, Breite 1,5 mm. Eine einzige Larvenhöhle. Das Insekt schlüpft im April durch ein Seitenloch aus. — Perto de Castello Novo.

und

b) die Galle ist eine fleischige und einseitige Verdickung eines jungen Zweiges von der Grösse eines Hirsekorns. Im Innern einer ziemlich grossen Höhlung befindet sich die innere Galle mit dünnen Wänden. Es fand sich nur ein Exemplar, aus dem das Insekt schon ausgeschlüpft war,

ferner mit Andricus corticis Htg., A. trilineatus var. beirensis n. var. Louza, Castello Novo (s. oben), † A. furunculus (Beijer.), A. Bocagei n. spec., Quinta dos Fornos (s. oben), A. Giraudi n. spec. Galle unbekannt. — Castello Novo; ferner † Neuroterus lenticularis (Oliv.) var. histrio Kieff., † Dryophanta disticha Htg. und D. divisa Htg.

Q. suber L. var. *genuina* P. Cout. mit Callirhytis glandium Gir., Andricus luteicornis Kieff. und var. niger n. var., Setubal, San. Field, Cintra, A. grossulariae Gir., Synophrus politus Htg., Neuroterus glandiformis Gir., † Neuroterus saltans Gir., † Dryomyia cocciferae (March.).

Aphis suberis n. sp. — T. I, Fig. 8. Diese Blattlaus lebt auf der Unter-

Digitized by Google

seite der Blätter und bewirkt durch ihren Stich, dass beide Hälften des Randes sich längs der Mittelrippe nach abwärts krümmen, während gleichzeitig der ganze Rand sich nach unten biegt, so dass Basis und Spitze einander näher rücken als bei den normalen Blättern, wodurch das Blatt ein Boot darstellt. — San Fiel, ferner

Eriophyes spec.?, Galle von? Dunkler verdickter Staubbeutel ohne Glanz, der an beiden Enden abgestumpft ist und auf einer Seite eine Längsfurche hat. Länge 2,25 mm, Dicke 1,5 mm,
dann von † A. burgundus Gir., A. luteicornis Kieff. und var. niger n. — Setubal, San Fiel, Cintra, Quinta do Armelao, Azeitao,

A. fidelensis n. sp. Verdickung der jungen Zweige, welche sich gewöhnlich im stumpfen Winkel krümmen. Länge 6—7 mm. Die innere Galle ist oval, hat holzige, dünne Wände, eine Länge von 8 mm und eine Breite von 1,5 mm; sie liegt in der Höhlung der äusseren Galle so, dass ein kleinerer oder grösserer Teil derselben immer unbedeckt bleibt. Das Insekt dürfte im Mai und Juni erscheinen. — San Field, Soalheira und

Plagiotrochus amenti n. sp. — Die Galle entwickelt sich nach unten aus einer männlichen Blüte in der Spindel oder Achse des Kätzchens, welches ziemlich anschwillt und sich an diesem Punkte gewöhnlich stark krümmt. Die Larvenhöhle besitzt keine eigene Wände, ist von etwas elliptischer Form, 1,5 mm lang, 1 mm breit. Die Wände der Galle sind dünn und bestehen aus Bastgewebe, welches von der Rinde bedeckt ist und das sich in nichts von der normalen unterscheidet. Die Achse des Kätzchens schwillt bald der ganzen Länge nach an, besonders wenn sie mehr als eine Galle trägt und bleibt dann ziemlich kurz, bald nur in der Nähe der Galle. Die Dicke beträgt 1,6 bis 1,8 mm, die normale Spindel zu 0,7 mm angenommen. Diese Kätzchen fallen nicht von den Zweigen ausser zur Reifezeit der Gallen, sogar ziemlich lange nach den normalen, manchmal wenn das Insekt sich schon verpuppt hat. Das Imago schlüpft im Juni des ersten Jahres aus. — Soalheira.

Q. suber var. *brevisquama* P. Cout. mit † Dryomyia cocciferae (March.).

Q. toza Bosc mit Andricus ostreus (Gir.) Mayr, A. ramuli (L.) Schenck var. trifasciata Kieff., † A. Malpighii Adler, † A. curvator Htg., A. fecundatrix Htg., † A. Panteli Kieff., A. solitarius Fonsc., A. Sieboldi Htg., A. radicis Fabr., † A. rhizomae Htg.

A. n. spec. Die Galle dieses Insektes findet sich auf den jungen Zweigen. Die innere Galle, ähnlich jener von Andricus trilineatus, war im holzigen Gewebe. Äusserlich zeigte der Zweig kein besonderes Merkmal und bloss an den Löchern, welche die Insekten beim Ausschlüpfen hinterlassen hatten, war zu erkennen, dass er Gallen hatte. Aus der Beschaffenheit der 2 toten Insekten schloss Verf., dass es wahrscheinlich eine neue Spezies sei. — Lardosa, Castello Novo,
ferner Cynips coriaria Haimh., C. tozae Bosc, C. Kollari Htg., C. Panteli n. spec. Taf. II, Fig. 1 und 2. Castello Novo, perto de Castello Branco (s. oben), † Biorrhiza pallida (Oliv.) und † B. aptera Bosc, Neuroterus baccarum Mayr, † N. vesicator Schlechtd., † N. fumipennis Htg., N. numismatis (Oliv.), † Andricus occultus Tscheck, † A. pilosus Adler, A. trilineatus var. bairensis n. var., Louza, Lardosa, Castello Novo (s. oben), † A. furunculus (Beijr.).

Digitized by Google

Trigonaspis brunnicornis n. sp. (Die Galle als jene von A. Nobrei n. sp. beschrieben. Taf. I, Fig. 8. Vergl. No. 256.) Sehr elegante spindelförmige Galle auf den Blättern, welche an beiden Enden in einen geraden oder krummen Schnabel ausläuft. Sie liegt der Länge nach und klebt seitwärts an die Blattnerven auf der unteren Blattseite wie an einem Nabel, von dem nach allen Richtungen über die Wand der Galle wenig vorragende Erhabenheiten ausstrahlen, welche sehr schön verteilt sind. Am oberen Teile hat sie gleichfalls einen zentralen Punkt, von dem mehr oder weniger gewundene Falten, gewöhnlich in der Längsrichtung der Galle, ausgehen. Die Farbe ist gelblichweiss. Der obere Teil ist mit langen Haaren bedeckt, während der untere beinahe kahl ist. Länge 4 mm, Umfang 1 bis 1,5 mm. Die einzige Larvenhöhle ist ziemlich gross; die Wand der Galle ist dünn und fast holzig. Einige Exemplare schlüpfen im Herbste des 1. Jahres aus; aber die meisten überwintern im Imagostadium in der Galle und erscheinen erst im Dezember und Januar. — Covilhan, Estrella, Bussaco, Castello Novo.
ferner † Neuroterus lenticularis var. histrio Kieff., † N. aprilinus Gir.

N. laeviusculus Schenck var. lusitanicus n. var. Die Galle unterscheidet sich von der des Typus dadurch, dass sie wie jene von N. lenticularis (Oliv.) mit Haaren bedeckt ist. Es ist zweifelhaft, ob ein Unterschied in derForm besteht; denn diese verändert sich, wie man weiss, wenn die Galle im Herbste abfällt. Sie muss jedoch jener von N. lenticularis sehr ähnlich sein; deshalb wurde sie vermischt. Durchmesser 4,5 mm. Die Cynipiden dürften im Februar des 2. Jahres ausschlüpfen. — Soalheira und Castello Novo,
endlich † N. Schlechtendali Mayr, Dryophanta pubescentis Mayr und eine Cynipidengalle wie auf *Q. pedunculata* Ehrh.

Raphanus raphanistrum L. mit Dasyneura raphanistri Kieff. und † Ceutorrhynchus quadridens Panz.

Retama sphaerocarpa (Boiss.) irrig anstatt *Genista lusitanica* (s. dort).

Rhamnus alaternus L. mit Asphondylia Borzii Dest. und Asterolecanium rhamni Kieff.

Rosa canina L. (?) mit Rhodites eglanteriae Htg., Rh. Mayri Schlechtd., Rh. rosae (L.) Htg., Perrisia rosarum (Hardy).

R. sempervirens L. mit Rh. rosae (L.) Htg., Rh. rosarum Gir.

Rosmarinus officinalis L. mit Perrisia n. sp. (N. 100) = Dasyneura rosmarini n. sp. (N. 288). Die Larve lebt in den Blüten und verhindert das Öffnen derselben. Das Insekt schlüpfte anfangs Dezember (1901) des 1. Jahres aus. Im Herbst trifft man die Larven in den Blumen. Die Verwandlung geschieht in der Erde. Selten. — San Fiel, Setubal.

Rubia peregrina L. mit † Eriophyes galiobius (Can.) und E. rubiae (Can.).

Rubus spec. mit Diastrophus rubi Htg., Perrisia plicatrix (H. Löw).

Rumex acetosella L. mit Apion frumentarium L. und A. sanguineum Deg.

R. conglomeratus Murr. mit Apion miniatum Germ.

R. pulcher L. mit Aphis rumicis L.

Salicornia fruticosa L. mit Baldratia salicorniae Kieff.

Salix aurita L. mit Pontania bella (Zadd.), Rhabdophaga nervorum (Kieff.), Rh. rosaria (L.), † Oligotrophus capreae (Winn.), Eriophyes tetanothrix var. levis (Nal.).

Digitized by Google

S. cinerea L. mit Cryptocampus saliceti Fall., Rhabdophaga salicis (Deg.), Oligotrophus capreae (Winn.) var. major Kieff., Agromyza Schineri Gir. Aphis spec.?, Eriophyes tetanothrix (Nal.), Rhabdophaga nervorum (Kieff.).

S. fragilis var. *decipiens* (Hoffm.) Koch mit Pontania gallicola Westw., Eriophyes truncatus (Nal.).

Salvia verbenacea L. var. *praecox* Lange mit Eriophyes salviae (Nal.). ?

Sambucus nigra L. mit Epitrimerus trilobus (Nal.).

Santolina rosmarinifolia L. (var. *vulgaris* Boiss.) mit Carphotricha Andrieuxi n. sp. Galle: Auf den Zweigen einseitige und spindelförmige Verdickungen. Die Grösse unterliegt ziemlichen Schwankungen, da die mittlere Länge 10 mm und der Umfang 8—10 mm beträgt (den Umfang des Normalzweiges zu 2 mm angenommen). Die Wand der Galle ist dick, wenig hart und wird durch die Rinde der Zweiges gebildet. Die einzige Larvenkammer liegt in der Achse der Verdickung, deren äussere Oberfläche jener des Zweiges gleicht. Das Insekt schlüpft im Mai durch eine Öffnung aus, die es in der oberen Hälfte der Galle macht, in welcher die Larve sich verpuppt hat. — Setubal.

Rhopalomyia santolinae n. sp. (No. 281 und 286). Die Gallen sind von länglicher, dichter, weisser Wolle bedeckt und sitzen auf den achselständigen Knospen der jungen Zweige. Sie haben nicht immer dieselbe Form, da sie bald konisch, bald fast zylindrisch sind und nicht selten das Aussehen von unregelmässigen Massen haben, besonders, wenn mehrere vereint sind. Die Wände sind dünn und halb holzig. Die einzige Larvenhöhle ist ziemlich gross, ausser wenn verschiedene Gallen zu einer einzigen verwachsen sind. Die Grösse ist veränderlich, die Länge kann 6 mm erreichen, die Dicke 4 mm. Sie erscheinen im Frühling. Die Wände sind fleischig, grün und ziemlich dick; aber nach dem Ausschlüpfen des Insektes trocknen sie ein und werden dünn und härtlich. Jede Larvenhöhle enthält bloss eine Larve, die sich darin verpuppt. Im November enthalten die Gallen schon Puppen. Das Insekt erscheint im Dezember des 1. Jahres. Wahrscheinlich entwickeln sich die Gallen im Frühjahr. — Setubal.

Dipterocecidium. Konische Gallen, welche auf der Oberseite der Blätter sitzen und mit weisslicher Wolle bedeckt sind, die aber nicht so dicht ist wie bei der obigen Art. Länge 4 mm, Breite 1,5 mm. Dünne Wände und eine einzige Larvenhöhle. Das Insekt schlüpft durch den oberen Teil aus, wobei die zurückgebogenen Zacken sich nach aussen biegen. Sie beginnen im Herbste und das Insekt schlüpft im folgenden Frühjahr aus. — Setubal.

Sarothamnus grandiflorus Webb mit † Asphondylia sarothamni H. Löw, Eriophyes genistae (Nal.), † Perrisia tubicola Kieff.,

S. patens Webb mit † Janetiella tuberculi (Rübs.), Eriophyes genistae (Nal.) und mit

Dipterocecidium: Verdickungen, die aus den jungen Zweigen wenig hervorragen. Die äussere Oberfläche ist behaart und gefurcht wie der Zweig, von dem sie ein Teil ist. Länge 9 mm, Dicke 2 mm (den Normalzweig 1 mm dick angenommen). In der Richtung der Achse liegt die Larvenhöhle. — San Fiel.

Ferner mit † Perrisia tubicola Kieff., † Contarinia scoparii Rübs.

S. Welwitschii R. Br. mit † Perrisia tubicola Kieff.

Digitized by Google

Scabiosa columbaria L. mit Alucita hexadactyla Hb.
Silene gallica L. und *S. portensis* L. mit † Gelechia cauligenella Schrk.?
Sonchus asper Willd. mit Aulax sonchi Dest.
Sorbus aucuparia L. mit Aphis spec.? und Eriophyes pyri (Nal.).

Tamarix gallica Webb mit Lepidopterocecidium: Verdickung, die aus den jungen Zweigen wenig hervorragt. Die äussere Oberfläche ist von der des Zweiges nicht verschieden. Länge 5 mm bei 2 mm Dicke (wenn der normale Zweig 1 mm dick ist). In der Richtung der Achse hat sie eine grosse Larvenhöhle. In Algerien erzeugt Amblipalpis Olivieri Rag. auf den Zweigen von *Tamarix* grössere Verdickungen als diese. In den Gallen traf ich einige Exemplare von Sphaericus exiguus Boield. Diese Ptinide hat sich natürlich dorthin geflüchtet und ist nicht die Erzeugerin der Galle. — Porto da praja de Santa Cruz.

Teucrium polium L. mit Eurycera teucrii Htg.
T. scorodonia L. mit Thamnurgus Kaltenbachii Bach.
Thymus mastichina L. mit † Janetiella thymicola Kieff.
Th. serpyllum L.? mit Apion atomarium L.

Th. villosus L.? ebenso und Galle von unbekanntem Urheber: Die Gallen sind Modifikationen der endständigen Knospen und bestehen aus 8—6 Schuppen, von denen die äusseren grün, aber schmal und länglich, die inneren grüngelb sind. Sie sind ziemlich gekrümmt und umschliessen einen Hohlraum, in welchen die dunkelrote Larve lebt. Länge 4,5 mm, Dicke 2—8 mm. — Arrabida.

Trifolium ochroleucum L. mit Apion trifolii L.
Ulex spec. mit † Asphondylia ulicis Verr.
U. spartioides Webb? mit † Apion scutellare Kirby.
Ulmus campestris L. mit Schizoneura ulmi Kaltenb., Sch. lanuginosa Htg., Tetraneura alba Ratzb., T. ulmi Kaltenb., T. rubra Licht.

Umbilicus pendulinus DC. mit Nanophyes Duriaeei Lucas.
Urospermum picroides Desf. mit † Aulax tragopogonis Thoms.?
Urtica divica L. mit Perrisia urticae Vall.
Verbascum sinuatum L.? mit Asphondylia verbasci (Vall.).
Veronica micrantha Hoffmgg. et Link mit Perrisia veronicae (Vall.).
Vicia cracca L. mit † Asphondylia melanopus Kieff.
Viola canina L. mit Perrisia affinis Kieff.
Vitis rupestris Scheele mit Phylloxera vastatrix Planch.
V. vinifera L. mit Perrisia oenophila (Haimh.) und Eriophyes vitis Land.

188. **Thiele, R.** Der Kampf gegen die Blutlaus in: Gartenflora, LI (1902), p. 242—245.

184. **Thiele, R.** Die Blutlaus (Schizoneura lanigera Htg.) in: Zeitschr. f. Naturwiss., LXXIV (1902), p. 361—480.

Eine ausführliche Biologie der Blutlaus. Hier sei hervorgehoben, dass sie sich nicht dauernd auf Birnen und anderen Obstarten zu behaupten vermag, wohl aber auf *Crataegus oxyacantha*, auf welchem sie die charakteristischen Gallgebilde erzeugt.

185. **Thomas, Fr.** Weitere Bemerkungen über die Aulaxgalle von *Centaurea scabiosa* in: Mitteil. thüring. bot. Ver. Neue Folge, XVI (1901), p. 15. — Extr.: Bot. C., LXXXIX, p. 593.

Verf. führt an, dass neuere Funde zeigen, dass die Gallen von Aulax

Digitized by Google

scabiosae zum Teil nur kleinere, zum Teil gar keine Eindrücke zeigen, so dass also bei denselben Schwankungen zu beobachten sind.

186. **Thomas, Fr.** Die Dipterocecidien von *Vaccinium uliginosum* mit Bemerkungen über Blattgrübchen und über terminologische Fragen in: Marcellia, I (1902), p. 146—161.

I. Deformationen von *Vaccinium uliginosum*: 1. Knorpelig verdickte Blattrandrollung, 2. spindelförmige Deformation der Triebspitze, 3. Blattgrübchen — alle drei mit reichlichen Fundortsangaben.

II. Zusammenstellung der bekannten und neuen durch Gallmücken erzeugten Blattgrübchen (historisch!). Die zweierlei Grübchen von *Acer*.

III. Der Begriff des Cecidiums (1878); Eucecidium sind jene Cecidien, welche der Pflanze einen Nutzen bringen; Domatien sind Bildungen, die sich an der Pflanze bereits vorfinden, noch bevor der Symbiont hinzukommt, die also nicht erst von ihm hervorgerufen werden.

IV. Sprachliches. Bezieht sich auf die Bildung des Wortes Cecidium und Cecidiologie.

187. **Trail, J. W. H.** Three Galls on the Ash in: Ann. Scott. Nat. Hist., No. 42 (1902), p. 123—124.

Verf. beschreibt aus dem Dee-Tale drei noch nicht bekannt gewordene Gallen auf der Esche: 1. Zweige kurz, Blätter gekräuselt, ziemlich gefleckt, Fiederchen eingebogen, so dass sie eine rundliche Masse von drei oder mehr Zoll im Durchmesser bilden. Im Innern flügellose Weibchen und Larven; Murtle bei Aberdeen. Die Galle ähnelt jener von Pemphigus nidificus F. Löw. 2. Galle von Phyllopsis fraxini. Sehr gemein in den meisten Gegenden. 3. Galle von Eriophyes fraxini (Karp.) Nal. Selten.

188. **Trotter, A.** Di una nuova specie d'Acaro (Eriophyes) d'Asia Minore produttore di galle su Tamarax in: Atti Istit. Veneto sc., lett ed arti, LX (1901), p. 953—955. — Extr.: Marcellia, I, p. 82.

Eriophyes Tamaricis n. sp. ♀♂ Gallen auf *Tamarix* spec. (unbestimmbar). Sie entstehen an den jüngsten noch krautigen Zweigenden, seltener in den bereits erwachsenen holzigen Zweigen, in welchem Falle sie sich wohl auch wahrscheinlich aus seitlichen krautigen Zweigen entwickelt haben. Sie sind fast kugelförmig, unregelmässig, oft einseitig, rötlich, fast holzig, 4—8 mm lang. Die Oberfläche ist wellig, unregelmässig mit krautigen Anhängseln oder manchmal auch mit kleinen Spitzchen. Ursprünglich scheinen sie von einer Hypertrophie der Grundteile der Blättchen und der umliegenden Achsenteile durch allmähliche Verholzung herzustammen. Im Innern entstehen dadurch kleine, buchtige, unregelmässige Bruchstellen, welche beim Querdurchschnitt der Galle deutlich hervortreten und in denen die sehr zahlreichen Parasiten sich vorfinden. Die Art dieser Acarocecidienbildung ist nicht häufig und es scheint diese Galle kaum eine solche zu sein; die Milben leben meist in den vollständig krautigen Missbildungen; Milben in holzigen oder verholzten Gallen sind eben sehr selten. — Kleinasien: Isnikseeufer bei Basarkiöi.

189. **Trotter, A.** Di una nuova specie di Cinipide galligena e della sua galla gia nota a Teofrasto in: Atti Accad. Lincei Roma, 5. ser., XI (1902), p. 253—257. — Extr.: Marcellia, I, p. 83.

Im Orient, in Montenegro, Süditalien und Sardinien kommt auf *Quercus sessiliflora* Sm. var. *pubescens* Will. eine Frucht- oder Knospengalle vor, welche schon von Theophrast erwähnt wird. Die Galle, ca. 12 mm gross, ist rundlich, nach zwei Polen zu verjüngt, holzig, lichtgelb mit rauher Oberfläche, und wird

Digitized by Google

ganz von einer langen, dichten, fuchsroten Behaarung umhüllt. Letztere erscheint ziemlich frühzeitig und verbleibt auf der Pflanze selbst nach dem Herabfallen der Galle.

Verf. erhielt im dritten Jahre den Erzeuger der Galle und bezeichnet diesen als neue Art Cynips Theophrastea. Solla.

190. **Trotter, A.** Terza communicazione intorno alle Galle (Zoocecidi) del Portogallo in: Bol. soc. Broter., XVIII (1901), p. 152—162. — Extr.: Marcellia, I, p. 188; Broteria, I, p. 191.

Aufzählung der während einer Reise in Portugal im August 1901 vom Verfasser gesammelten 51 Gallen (No. 40—90) als Fortsetzung zweier früherer Beiträge (Bol. soc. Brot., XVI, 196—202 und XVII, 155—158), nach den Nährpflanzen alphabetisch angeordnet und mit kurzer Charakteristik der Gallen versehen. No. 58 und 55 enthalten Nachtragsbestimmungen zur ersten Publikation, No. 47 ebenfalls, stellt möglicherweise eine neue Tierspezies dar. Bemerkenswert ist ferner No. 40: Cecidomyine (Dipter.). Die von Tavares (Ann. scienc. nat., VII) auf *Cytisus albus* gefundene und einer Janetiella zugeschriebene Galle fand der Verf. auf einer ihm unbekannten *Cytisus*-Art (bei Morvao). H. Handel-Mazzetti (Wien).

191. **Trotter, A.** Intorno a tubercoli radicali di *Datisca cannabina* L. Nota preliminare in: Bull. soc. entom. ital., XXXIV (1902), p. 50—52.

Verf. gibt an, dass Heterodera radicicola auch auf *Datisca cannabina* beobachtet worden sei.

192. **Trotter, A.** Descrizione di alcune galle dell'America del Sud in: Bull. soc. bot. ital., 1902, p. 98—107. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 696.

Es werden hier 25 verschiedene Pflanzengallen, meist ausführlich, beschrieben, welche aus südamerikanischen Provinzen von Spegazzini und von Balansa eingesendet worden sind. Viele dieser Gallen sind von Käfern oder von Schmetterlingsraupen hervorgerufen, doch ist der Erzeuger bei den meisten unbekannt.

Eine Galle auf *Atriplex cristata*-Zweigen wird von einem Pilze, *Physoderma pulposum* (Wall.) bewirkt.

Eine Galle auf *Senecio Neali* DC. dürfte die Pflanze so deformieren, dass Persoon daraus die neue Art *Gnaphalium Lycopodium* (Syn. plant., II, 422) machte. Solla.

198. **Trotter, A.** Progresso ed importanza degli studi cecidologici in: Marcellia, I (1902), p. 5—12.

Gedrängter historischer Überblick der Cecidiologie nach Hauptentdeckungen.

194. **Trotter, A.** Elenco di Galle raccolte in Ispagna in: Marcellia, I (1902), p. 122—125.

Eine Liste mit Fundstellen nach dem Alphabet der Genera. („Le galle . . . non sono nè molte, nè tutte rare").

Neu oder interessant scheinen folgende zu sein:

Artemisia campestris L. Lepidopterocecidium. Kegelförmige Erweiterung an der Spitze des Stengels, 10—15 mm lang. Madrid.

Plantago albicans L. var. *angustifolia* W. et L. Blüten hypertrophisch, kugelig, behaart, 3—4 mm im Durchmesser. Eriophyde.

Populus nigra L. Die von Pemphigus spirothecae Pass. erzeugten Gallen aus Spanien sind dadurch charakterisiert, dass die Spiralen mit zwei vorspringenden Höckerchen besetzt sind.

Digitized by Google

Quercus coccifera L. Andricus spec.? (ähnlich A. Schroeckingeri). Hauptnerv verkürzt, an der Spitze vergallt; Galle einfächerig, glatt, etwas spindelförmig, an der Oberseite stärker sichtbar als an der Unterseite; die Spreite fast bis zur Galle eingeschnitten und ganz zusammengerollt. — Montserrat.

Von einer anderen Cypide erscheinen die Zweige verkorkt, in eine Holzgalle umgewandelt, unregelmässig, zweihöckerig, 4—6 mm lang, mehrkammerig. — Montserrat.

Quercus spec. („Forma indeterminutile", ähnlich *Q. coccifera* und *Q. Ilex*) Andricus spec. Gallen: Kleine Blattpusteln, gewöhnlich auf einem Nerv dritter Ordnung gelegen, 2 mm lang, 1 mm breit, beiderseits sichtbar und bei der Reife beiderseits braun. Die Ausgangsöffnung liegt an der Spitze der Galle, meist auf der Oberseite. — Montserrat.

Rubia peregrina L. Eriophyes. Blattkrümmungen ähnlich wie auf *Galium*. Insel S. Chiara.

Salix cinerea L. Gallen von Rhabdophaga salicis H. Löw. auf den Zweigen und Blattmittelnerven. Leon.

S. purpurea L. Eriophyes. Deformationen: Ein- und Umrollungen des Blattrandes mit Hypertrophie durch Eriophyes spec. Leon.

Salvia spec. Erinose vielleicht durch Eriophyes salviae Nal. — Montserrat.

195. **Trotter, A.** Descrizione dell'Acaro, che deforma le foglie di alcune *Oxalis* in: Marcellia, I (1902), p. 126—127.

Oxalis corniculata L. und *O. stricta* L. zeigt Rollung, Faltung und Drehung der Blättchen durch Eriophyes oxalidis n. sp. (Beschreibung). Die Verbreitung in Italien wird genau angegeben.

196. **Trotter, A.** Cecidologia o Cecidiologia? in: Marcellia, I (1902), p. 170—172.

197. **Trotter, A.** Di due Anguillule galligene e delle loro gall ein: Marcellia, I (1902), p. 173—174.

Verf. beschreibt die Gallen auf *Achillea millefolium* L. hervorgerufen durch Tylenchus millefolii Fr. Löw (1874) und jene auf *Taraxacum officinale* Wigg. durch unbenannte Tylenchus-Art (1885) — beide aus Italien — und führt aus Italien eine weiter noch auf: Tylenchus nivalis auf *Leontopodium alpinum* und T. phalaridis auf *Phleum Boehmeri*. Der Erzeuger der Gallen auf *Koeleria cristata*, *Poa nemoralis* und *Zieria julacea* sind noch unbeschriebene Anguilluliden.

198. **Trotter, A.** Nuovo contributo alla conoscenza degli entomocecidi della flora italiana in: Rivista di patol. veget., IX (1902), p. 359—382, tav. XIV, XV.

Von neuen Gallen werden hier beschrieben: Faltungen und Kräuselungen der Blattsegmente von *Aquilegia vulgaris* durch eine Cecidomyide; Hypertrophie der leicht gedrehten Stengelspitze von *Campanula rotundifolia* L. durch ein *Asterolecanium*; Auftreibung des Stengels von *Genista aetnensis* DC., in dessen Innerem eine Schmetterlingsraupe sich aufhält; Verunstaltung der Früchte von *Phillyrea latifolia* L., in derem Innern eine *Schizomyia*-Larve, statt der Samen vorkommt. Unregelmässige, innen vielkammerige Auftreibungen der jungen Zweige von *Quercus ilex* L. durch eine Neuroterus-Art. Spindelförmige braunrote Anschwellungen der Zweige von *Tamarix gallica*, wahrscheinlich verursacht von einer Schmetterlingsraupe.

Auch gedenkt Verf. einer sonderbaren Formabweichung der Galle des *Cynips caput medusae* Hrtg. auf *Quercus pseudosuber* St., mit dem Zweifel, ob

Digitized by Google

es sich nicht um eine Galle handelte, die von einer anderen Cynipidenart hervorgerufen wurde. Solla.

199. **Trotter, A. e Cecconi, G.** Cecidotheca italica etc., fasc. V e VI, No. 101—150, Padova, 1902, 50 fol.

200. Über einen dem Kakao schädlichen Blasenfus in Guadeloupe in: Tropenpflanzer, VI (1902), p. 206.

A. Elot berichtet in der „Revue des Cultures coloniales" vom 20. Dezember 1901 über eine Schädigung der Kakaobäume durch Physopus rubrocincta Giard. An den befallenen Stellen der Blätter bilden sich gelbe trockene Flecke. Schliesslich fallen die Blätter ab. Der Baum trägt wenig und die Früchte sind mit einer Art bränlichen, anscheinend aus den Stichwunden ausschwitzenden Wachses bedeckt, welches verhindert, die richtige Zeit des Pflückens zu erkennen. Am stärksten tritt die Krankheit in tiefen, feuchten, nicht genügend gelichteten Lagen auf. Bestes Bekämpfungsmittel ist Rilleys Lösung (9 l Petroleum, $4^1/_2$ l Wasser und $^1/_4$ kg Seife), die in der Trockenzeit, wenn die Tiere weniger beweglich sind, zur Besprengung der Blattunterseiten verwendet wird. H. Handel-Mazzetti (Wien).

201. Über Kalidüngung zu Zuckerrüben und die Wirkung der Nematoden auf die Zuckerrüben in: Blätter f. Zuckerrübenbau, 1902, p. 280—287.

202. **Vayssière, A. et Gerber, C.** Récherches cécidologiques sur *Cistus albidus* L. et *C. salvifolius* L., croissant aux environs de Marseille in: Ann. facult. sc. Marseille, XIII (1902), sect. zool. agric., p. 9—68, pl. I—VI. — Extr.: Marcellia, II, p. II.

Ausführliche Monographie der auf den beiden *Cistus*-Arten um Marseille vorkommenden Cecidien.

I. *Cistus albidus* L. (p. 9—59).

1. Cecidien, hervorgerufen durch Apion cyanescens Gyll. (p. 9—32).

Im ersten Frühjahr findet man an den Stengeln von *Cistus albidus* L. zwei Arten von Auftreibungen: an den mindestens zweijährigen Stengeln braune, oberseits rauhe mit einer kreisrunden Öffnung und an den Zweigen des vorhergehenden Jahres weissliche, mit sammetartiger Oberfläche, ohne Öffnung. Im Juli sind auch die vorjährigen Gallen geöffnet, an anderen Stellen dagegen kleine schwarze Punkte, die im Herbst sich aufzutreiben beginnen.

Äussere Morphologie der Cecidien von *Cistus albidus* (p. 18—16).

Apion cyanescens befällt nur die Stengel der Pflanze. Am häufigsten sind Auftreibungen der Internodien des Hauptstammes und der Äste, wobei dieselben ihr Wachstum normal fortsetzen. Mitunter aber betrifft die Gallenbildung das Ende des Stengels oder der Äste; in diesem Falle nimmt die Endknospe daran teil und die Galle bleibt terminal. Es lassen sich also Pleuro- und Acrocecidien unterscheiden. Manchmal ergreift die Galle den Stengelknoten selbst. Tritt sie an einer Stelle auf, wo die Verzweigung in der Knospe liegt, so findet man im nächsten Jahre an ihrer Oberfläche zwei Blätter und in deren Achseln zwei Äste, die sich regelmässig weiter entwickeln. In anderen solchen Fällen entwickeln sich Blätter und Äste nicht und die beiden Internodien ober und unter der Galle bilden scheinbar ein einziges von doppelter normaler Länge. In diesem Falle erweist sich die Galle bei mikroskopischer Untersuchung durch das Vorhandensein von die Oberfläche nicht erreichenden Anlagen von Blattbüscheln und Seitenachsen als nodal.

Die Pleurocecidien der Internodien sind eiförmig, mit der grossen Achse parallel dem Stengel, die der Knoten linsenförmig, mit dem grossen Umfang

Digitized by Google

normal zu demselben; die Acrocecidien am häufigsten keulenförmig, mit der grössten Partie den Stengel beschliessend. In anderen Fällen ist eine Seite mehr aufgetrieben, was auf den durch den Frass der lateral oder spiral liegenden Larve hervorgerufenen Reiz zurückzuführen ist, durch den die Sprossung auf der korrespondierenden Seite gefördert wird.

Der Durchmesser der ovoiden Gallen beträgt etwa den doppelten Stengeldurchmesser (im Momente des Ausschlüpfens $4^1/_2$ mm), jener der linsenförmigen 7 mm. Die Gallen sind sehr zahlreich, oft 2 bis 3 an einem Internodium.

Innere Morphologie der Cecidien von *Cistus albidus* (p. 16—22).

Ein Längsschnitt zeigt die Rinde, den Zentralzylinder und das Mark, welch letzteres an den Stengelknoten beinahe gänzlich fehlt und durch viel widerstandsfähigeres Holz ersetzt wird, dass die Larve im Vordringen wahrscheinlich hindert. Der ausgefressene Gang ist gegen aussen durch eine dünne Epidermisschicht abgeschlossen, welche von der Larve vor dem Auskriechen nicht verletzt wird. Die beiden Öffnungen, die nach Maceration in Alkohol gut sichtbar werden, liegen einander gegenüber oder etwas genähert.

Querschnitt im obersten Teile: In der Mitte reichlich grosse polyedrische Markzellen; dazwischen eingelagert, mitunter zu 3—5 zusammentretend, Kristalle von oxalsaurem Kalk führende Zellen. Herum ein Kreis durch ein Gewebe voneinander getrennter Gruppen von liberolignösen Bündeln, die oxalsauren Kalk enthalten. Vier grössere Gruppen derselben sind im Kreuz gestellt. Aussen wird der sekundäre Bast durch die mit zahlreichen Haarbüscheln besetzte Epidermis begrenzt.

Querschnitt unmittelbar darunter: Die Markregion viel kleiner; die Zellen werden dickwandig und befinden sich im Prozesse der Sklerifikation. Oxalhaltende Zellen dieselben. Liberolignöse Region: 1. Ein das primäre Holz enthaltender Ring, durchwegs zusammengesetzt aus sehr dicken Holzfasern und mit sehr wenigen Gefässen; 2. ein vom sekundären Holz fortgesetzter Ring, durchsetzt von einer grossen Zahl oxalhaltender Zellen, aussen begrenzt von vielen Gruppen von pericyklischen sehr dickwandigen Fasern, die oben vollständig fehlten. Rinde und Epidermis dieselbe.

Querschnitt in der Mitte der Galle: In der Mitte an Stelle des Markes, dem Wohnraum der Larve entsprechend, ein grosser Hohlraum, begrenzt durch eine dichte Wand von folgendem Bau: Zuinnerst eine Anzahl von Bündeln sekundären Holzes, von einander getrennt und von aussen bedeckt durch sekundären Bast, der an der Oberfläche der Galle entsprechende warzige Erhöhungen hervorruft. An einigen Punkten fehlt das sekundäre Holz und der sekundäre Bast begrenzt direkt den Hohlraum. An diesen Stellen ist wohl alles bis zum primären Bast von der Larve aufgefressen worden. Auf jeder Bastwarze sitzt aussen ein Bündel von den früher erwähnten ähnlichen perizyklischen Fasern.

Rinde gegenüber den beiden früheren Schnitten sehr übernährt. Epidermis von Haarbüscheln bedeckt.

Bei den Knotengallen weicht das Bild des mittleren Querschnittes durch starke Verfilzung von liberolignösen Bündeln und Zentralzylinder ab. Die liberolignöse Mittelsäule steigt schief auf und nähert sich oben wieder der Achse; man findet eine „pseudopolystélie" von parasitärem Ursprung. Das liberolignöse System selbst zeigt nebst den „stèles" zwei Zentralzylinder in der Rinde mit Mark, primärem und sekundärem Holz und Bast, die bei normaler Struktur gegenüber-

Digitized by Google

gestellt sind, schräg durch das dichte Rindengewebe von unten nach aufwärts und von innen nach aussen gehen und in den beiden gegenständigen Ästen, die am Knoten entspringen, enden. Mitunter sprossen diese stèles unter der Tätigkeit des Parasiten und verzweigen sich, wodurch eine höchst verwickelte Struktur entsteht.

Beschreibung des die Galle hervorrufenden Insektes (p. 22—29).

Experimentelle Untersuchungen über die Bildung der Galle (p. 30—32).

Die Eier werden Ende Mai abgelegt; darauf erfolgt Bräunung der Stelle; Ende September beginnt die Auftreibung und im November ist die schliessliche Dimension erreicht.

2. Parasiten der Larve von Apion cyanescens (p. 32—54).

3. Deformation der Blüten von *Cistus albidus* durch Apion tubiferum (p. 54—59).

In den jungen Blütenknospen findet man nur die Stempel verzehrt, in den mittelgrossen auch die Staubgefässe und zum Schlusse bleiben nur die Kelchblätter übrig, die sich jedoch nicht ausbreiten. In anderen Fällen entfaltet sich die Blüte zur Hälfte, die Sepalen breiten sich leicht aus, die Corolle ist verknittert.

Beschreibung des Tieres (p. 55—58).

Beobachtungen über die Verschiedenheit der Stellung der Gallen von Apion cyanescens und Apion tubiferum (p. 58—59).

II. *Cistus salvifolius* L. (p. 60—64).

4. Cecidien, hervorgerufen durch Apion cyanescens Gyll. (p. 60—62).

Apion tubiferum tritt auch in den Blütenknospen von *Cistus salvifolius* und *monspeliensis* ähnlich wie bei *C. albidus* auf. Die Cecidien von Apion cyanescens auf *C. salvifolius* entsprechen genau denen auf *C. albidus* (Acro- und Pleurocecidien etc. etc.)

5. Deformation des Stengels von *Cistus salvifolius* durch eine Hemiptere (p. 62—64).

Ein externer Parasit ist eine der L. sardoa nahestehende Art der Gattung Lecaniodaspis. Die Weibchen heften Kokons seitlich an den Stengel. Anscheinend durch denselben Mechanismus, wie bei Schlingpflanzen, erfolgt an diesen Stellen an starken Ästen nur eine schwache Einbiegung, schwache krümmen sich ganz zurück. Wenn die Kokons gegenständig angebracht werden, entfällt durch Ausgleich die Krümmung.

Von den Tafeln zeigt I Apiocecidium des Stengels von *Cistus salvifolius*, II dasselbe und das der Blüte, III Apiocecidium und Hemipterocecidium des Stengels von *Cistus albidus*, IV, V und VI bilden die Tiere ab.

H. Handel-Mazzetti (Wien).

208. **Warburton, Cecil and Embleton, Alice L.** The Life history of the Black-Currant Gallemite, Eriophyes (Phytoptus) ribis Westw. in: Journ. Linn. Soc. Zool., XXVIII, No. 184 (1902), p. 866—878, Pl. XXXIII u. XXXIV.

Verf. behandelt diese Art, welche von Westwood zum ersten Male im Jahre 1869 beschrieben worden ist, und von welcher er als drei weitere Literaturquellen Newstead, Brit. Natural 1894, Warburton, Journ. Roy. Agric. Soc., VIII, 1897, p. 764 und Wilson, Pamphlet of the County Council of Fife 1898 zitiert, nach folgenden Fragen: Schaden auf „Black Current" *(Ribes nigrum)*, Lebensgeschichte der Milbe, Bewegung, Verbreitung der Insekten, Art des Angriffes, Hüpfen, Bestimmung der auswandernden Milben, Zuflucht unter die Rinde, Betragen am Boden, Eintritt in neue Knospen, Betragen der Milben

Digitized by Google

in den jungen Knospen, Tiere, welche mit ihnen zusammenleben, die rote Johannisbeere und die Milbe. Er gelangt hierbei zu folgenden Schlüssen:

1. Die den Winter überlebenden Milben, welche das Wachstum der Knospen nicht gäuzlich zu hemmen vermochten, und die vor dem Mai durch die Entwickelung derselben ausgetrieben werden, gehen wahrscheinlich zugrunde.
2. Es besteht eine ganz feste Auswanderungszeit, nämlich, wenn die abortierten Knospen austrocknen und unbewohnbar werden, während die neuen Knospen zur Aufnahme der Milben bereit sind (1901 Mitte Mai bis Mitte Juni). Alle im Herbste auswandernden Milben sind wahrscheinlich nur deren Überfluss.
3. Die Verbreitung erfolgt durch Kriechen, Hüpfen und Anhängen an Insekten.
4. Es dauert nur kurze Zeit, dass die Zahl der lebenden Milben sehr gering ist, nämlich wenn die alten bereits tot sind und die jungen Auswanderer sich noch nicht beträchtlich vermehrt haben (1901 in der letzten Juniwoche).
5. Die Milben sind nicht fähig sich lebend am Boden zu erhalten und greifen die Wurzeln nicht an.
6. Die rote Johannisbeerpflanze leidet auch Schaden, aber nicht stark. Die Milben erscheinen zuerst auf der Aussenfläche der Knospe und dringen im Masse der Vermehrung in dieselbe ein.
7. Angegriffene Knospen enthalten sehr häufig eine Cecidomyidenlarve welche von den Milben lebt.

Daraus resultiert für die Praxis:

1. Jegliche Bodenbehandlung unterhalb des befallenen Strauches ist nicht notwendig, da die Milben nicht im Boden leben.
2. Bespritzen im Frühlinge tötet nur jene Milben, welche ohnehin absterben würden.
3. Die einzige Zeit für ein wirksames Bespritzen ist Ende Mai oder anfangs Juni, doch ist es in dieser wegen der Blüten nicht zu empfehlen.
4. Das Wegnehmen aller neuen Sprosse der befallenen Sträucher zu Ende Juni reinigt die Pflanzen, da zu dieser Zeit die Krankheit auf ein Minimum reduziert ist.

204 **Weber, H. J.** et **Orton, W.** A cowpea restitant to rootknot, Heterodera radicicola in: Bull. No. 17 U. S. Deptm. Agric. Bureau of Plant industry, 1902, 8°, p. 23—26.

205. **Webster, F. M.** The grape-cane gallmaker and its enemies (Ampeloglypter sesostris) in: Bull. Ohio agric. Experim. Station, No. 116, 1900, p. 195 bis 198, Pl.

Das Weibchen legt im Juni die Eier in halbgebohrte Löcher der jungen Rebentriebe; die Larve bohrt in diesen nach unten und oben, wodurch Anschwellungen mit roten Wallrändern um die spaltförmige Ausmündung entstehen, die von der Larve offen gehalten wird, um den Unrat hinauszuschaffen und durch welche Mitte August der Käfer ausschlüpft.

206. **Weiss, J. E.** Die Halmfliege (Chlorops taeniopus) in Bayern in: Prakt. Bl. f. Pflanzenschutz, V (1902), p. 62—64. — Extr.: Marcellia, I, p. 190. Rein praktisch.

Digitized by Google

207. **Weiss, J. E.** Die Blutlaus (Schizocera) in: Prakt. Bl. f. Pflanzenschutz, V (1902), p. 65—67, Fig.

Rein praktisch.

208. **Weisse, A.** Über Blattstellung an einigen Triebspitzengallen in: Pringsh. Jahrb., XXXVII (1902), p. 594—642, Taf. XII, XIIIa u. b. — Extr.: Bot. Centralbl., XC, p. 875, Marcellia, I, p. 181.

Zunächst gibt Verf. in der Einleitung eine Übersicht der vorgenommenen Pflanzenarten und der auf denselben beobachteten Insektenarten. Dann bespricht er eingehend und unter Zuziehung der einschlägigen Literatur, insbesondere vom Standpunkte der Blattstellung aus folgenden Gallen:

1. Gallen von Dichelomyia (Cecidomyia) rosaria auf *Salix alba* und *S. fragilis* „Weidenrosetten der grösseren und der kleineren Form von *Salix alba*" und jene von *Salix fragilis*. Taf. 12, Fig. 1—6.
2. Gallen von Cecidomyia taxi auf *Taxus baccata*. Taf. 18a, Fig. 10—18.
3. Gallen von Andricus fecundatrix auf *Quercus robur*. Taf. 12, Fig. 7—8, Taf. 18a, Fig. 9, 18b, Fig. 15.
4. Gallen von Rhopalomyia (Cecidomyia) artemisiae auf *Artemisia campestris*. Taf. 18b, Fig. 18.
5. Gallen von Dichelomyia capiligena (Cecidomyia Euphorbiae z. T.) auf *Euphorbia cyparissias*.
6. Cecidomyinegallen auf *Galium silvestre*.
7. Gallen von Andricus inflator auf *Quercus robur*.
8. Gallen von Isosoma hyalipenne auf *Calamagrostis (Ammophila) arenaria*. Taf. 18b, Fig. 16.
9. Gallen von Phytoptus psilaspis auf *Taxus baccata*. Taf. 18b, Fig. 17.
10. Gallen von Adelges (Chermes) strobilobius auf *Picea excelsa* und *Picea* spec. Taf. 18a, 14.
11. Gallen von Adalges (Chermes) abietis auf *Picea excelsa*.

Am Ende jeder dieser Nummern wird ein die Einzelnbeobachtungen umfassender Abschnitt gegeben; die Hauptergebnisse sind:

„Unter den besprochenen Triebspitzengallen können wir zunächst zwei Hauptgruppen unterscheiden.

I. Solche, bei denen der Knospenscheitel durch den tierischen Reiz zu stärkerem Wachstum angeregt wird. (No. 1—4, z. T. 8.)

II. Solche, bei denen der Knospenscheitel infolge der Gallbildung seine Tätigkeit einstellt und abstirbt (die übrigen).

Während in der zweiten Gruppe nur die eventuelle Veränderung in der Stellung der schon in der Knospe vor der Infektion vorhandenen Blätter zu untersuchen war, bildete bei den Gallen der ersten Gruppe auch die Art des Anschlusses der Neubildungen den Gegenstand der Untersuchung.

In den meisten Fällen trat durch den tierischen Reiz eine Vergrösserung des Stammdurchmessers ein; nur bei No. 9 blieb die Achse wohl unverdickt.

Die Grösse und Form der Blattbasen wurde in verschiedener Weise beeinflusst. Es ergaben sich in bezug hierauf folgende Gruppen.

1. Die Vergrösserung des Stammdurchmessers übertrifft die der Blattbase, so dass sich also eine Abnahme in der relativen Grösse der Blätter ergibt.
   a) Die Grössenabnahme findet allmählich und gleichmässig statt. Dieser Fall wurde nur bei spiraliger Blattstellung beobachtet und

Digitized by Google

führte, wie es die mechanische Theorie erfordert, zu einem Vorrücken der Kontaktzeilen und zu einer grösseren Annäherung der Divergenzen an den Grenzwert (No. 1, 3 u. z. T. 4).

b) Die Grössenabnahme findet sprungweise und ungleichmässig statt (No. 3, 4 u. z. T. 8).

2. Die Vergrösserung des Stammdurchmessers und die Verbreiterung der Blattbasen findet in ungefähr gleich starkem Masse statt, so dass die relative Grösse der Blätter ungeändert bleibt. Auch die Blattstellung erfährt dann keine Veränderung (No. 2, 5, 6, 7).

3. Die Vergrösserung der Blattbasen übertrifft die des Stammdurchmessers, so dass sich also eine Zunahme der relativen Grösse der Blätter ergibt.

a) Die Grössenzunahme findet allmählich und gleichmässig statt. Der Fall kam nur bei spiraliger Blattstellung zur Beobachtung und führte, in Übereinstimmung mit der mechanischen Theorie zu einem Rückgang der Koordinatenzahlen der Kontaktzeilen im Sinne der Entfernung der Divergenzen vom Grenzwert (No. 10, 11).

b) Die Grössenzunahme der Blätter findet ungleichmässig statt. Die Blattstellung wird unregelmässig (No. 9, z. T. 8 u. 4).

In allen Fällen stand die beobachtete Blattstellung mit den vorhandenen mechanischen Faktoren in völligem Einklang.

209. **Wilfarth, H.** und **Wimmer, G.** Untersuchungen über die Wirkung der Nematoden auf Ertrag und Zusammensetzung der Zuckerrüben in: Zeitschr. d. Ver. d. deutsch. Zuckerindustrie, 1901, p. 1 ff.

210. **Zimmermann, A.** Sammelreferate über die tierischen und pflanzlichen Parasiten der tropischen Kulturpflanzen in: Centralbl. f. Bakteriol., Parasitenk. u. Infektionskrankh., VII (1901), p. 914—924, Fig. (II. Die Parasiten des Kakaos), VIII (1902), p. 16—28, 46—55 (III. Die Parasiten des Tees) und p. 774—776, 798—805 (IV. Die Parasiten der Schattenbäume und Windbrecher).

211. **Zimmermann, A.** Über einige javanische Thysanopteren in: Bull. Istit. bot. Buitenzorg, No. VII, 1901, p. 6—19, 9 Fig. — Extr.: Marcellia, I. p. 189.

Verf. beschreibt folgende Arten, von denen die Wirtspflanzen bekannt sind. Physopus mischocarpi n. auf den Blättern von *Mischocarpus fuscens* Blume, auf dieser einen silberartig schimmernden Glanz erzeugend; P. Smithi ist ziemlich häufig in verschiedenen Orchideenblüten (*Vanda tricolor*, *Cattleya labiata*), die dadurch stark beschädigt werden. *Heliothrips ardisiae* n. in grossen Mengen an der Ober- und Unterseite der Blätter von *Ardisia purpurea* und anderen *Ardisia*-Arten im botanischen Garten in Buitenzorg. Von denselben werden namentlich die Epidermiszellen ausgesogen, wodurch die Blätter einen silberartigen Schimmer erhalten. H. haemorrhoïdalis Bouché findet sich auf den Blättern von *Coffea liberica* und *C. arabica*, im botanischen Garten, ferner auf Topfpflanzen: *Hoffmannia Ghiesbreghtii*, Aroideenarten u. a. Da die Epidermis ausgesogen wird, erhalten die Blätter silbernschimmernde Flecken. Mesothrips ng. Uzeli n. erzeugt auf den kleinblätterigen *Ficus*-Arten (*F. retusa*, *F. benjaminica* u. a.) eigenartige Gallen durch Zusammenneigen der Blätter. M. chavicae n. lebt in ziemlich grossen Mengen in den umgeschlagenen Blatträndern von *Chavica densa*, ferner in den zusammengerollten Blättern von *Melastoma polyanthum* — in und um Buitenzorg. M. parva n. lebt in dem umgeschlagenen Blattrand einer kriechenden *Ficus*-Art, bei Buitenzorg; ebenso M.

Digitized by Google

Jordani n. ziemlich häufig in den zusammengeschlagenen Blättern derselben und von *Melastoma polyanthum*. M. melastomae n. spec. ziemlich vereinzelt unter dem umgeschlagenen Blattrande von *Chavica densa* und in den eingerollten Blättern von *Melastoma polyanthum*. Gigantothrips ng. elegans n. lebt in den zusammengeschlagenen Blättern verschiedener *Ficus*-Arten vereinzelt.

212. **Zimmermann, A.** Zur Bekämpfung der Reblaus in Elsass-Lothringen in: Weinbau und Weinhandel, XX (1902), p. 113—114.

Bezirks-Polizeiverordnungen, betreffend die Überwachung von Reblauspflanzungen, Amerikanerreben, Vergleiche zwischen den im Elsass und in Lothringen erzielten Ergebnissen der Reblausvertilgung.

XVI. Bacillariaceen (Diatomeae).

Referent: **E. Pfitzer.**

Verzeichnis der erschienenen Arbeiten.

1. **Bohlin, R.** *Centronella* Voigt und *Phaeodactylon* Bohl. (Hedwigia, XLI, 1902, S. [209].) (Ref. No. 28.)

2. **Brehm, V.** und **Zederbauer, E.** Untersuchungen über das Plankton des Erlaufsees. (Verhandl. d. zool.-bot. Ges. Wien, LII, 1902, S. 388—402.) (Ref. No. 87.)

3. **Barbury, F. E.** Contributions towards a systematical Catalogue of Tasmania *Diatomaceae*. (Proceed. Royal Soc. Tasmania, 1902, S. 4, vgl. Bot. Centralbl., XC [1902], 328.) (Ref. No. 60.)

4. **Cleve, P. T.** Additional notes on the seasonal distribution of Atlantic Plankton-organisms. Göteborg 1902. (Vgl. Bot. Centralbl., LXXXIX, 1902, 686.) (Ref. No. 56.)

5. — and **Mereschkowsky, C.** Note on some recent publications concerning Diatoms. (Ann. Mag. Nat. Hist., X, 1902, Ser. 17. Vgl. Bot. Centralbl. XC, 1902, 158.) (Ref. No. 1.)

6. **Comber, Th.** Diatoms in Catalogue of African plants collected by Dr. Friedrich Welwitsch in 1858—1861. Vol. II, London, 1901. (Ref. No. 64.)

7. **Comère, J.** La flore du canal du midi dans la région toulousaine, (C. R. d. Congrès d. soc. sav. en 1901, Paris 1902, S. 256. Vgl. Hedwigia, XLI, 1902 S. [149].) (Ref. No. 64.)

Digitized by Google

8. **Dalla Torre, C. W. von** und **Sarntheim, L. Graf von.** Flora der gefürsteten Grafschaft Tirol, des Landes Vorarlberg und des Fürstentums Lichtenstein. Band II. Die Algen. Innsbruck, 1901. (Vgl. Verh. zool.-bot. Gesellsch. Wien, LII, 1902, S. 65.) (Ref. No. 82.)

9. **De Toni, G. B.** Alghe raccolte al Capo Sunio dell Dott. Achille Forti nell autunno 1900. (Atti dell'Acad. Pontif. d. Nuovi Lincei, 1901, S. 79—82. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 488.) (Ref. No. 49.)

10. — ed **Forti, Ach.** Pugillo di Diatomee bentoniche del Lago Ngebel (Giava). (Bull. Soc. bot. Ital. Adunanza Firenze, 1902, S. 138—141. Vgl. Hedw., XLII, 1903, S. [246].) (Ref. No. 62.)

11. **Forti, A.** Contributo quarto alla conoscenza della florula ficologica veronese. (Nuova Notarisia, XIII, 1902, S. 49—68, 97—114. Vgl. Bot. Centralbl., XC, S. 90.) (Ref. No. 62.)

-- vgl. **De Toni.**

12. **Fritsch, F. E.** Preliminary report on the Phytoplankton of the Thames. (Ann. of Bot., XVI, 1902, S. 576—584.) (Ref. No. 54.)

13. **Gran, A.** Das Plankton des norwegischen Nordmeeres von biologischen und hydrographischen Gesichtspunkten behandelt. (Report on Norwegian Fishery- and Marine-Investigations, II. Bergen 1902, No. 5, 222 S., 1 Taf. u. 16 Textfig. Vgl. Bot. Centralbl., XC, 1903, 671; Bot. Zeit., 1903, II, 212, 217.) (Ref. No. 5, 57.)

14. **Gutwinski, R.** Über Algen aus der Umgebung von Travnik (Bosnien), (Glasnik Saraj. Muzeja. Sarajewo, 1902, S. 69.) (Vgl. Bot. Centralbl., XC, 1903, 885.) (Ref. No. 88.)

15. — De Algis a Dr. M. Raciborski anno 1899 in insula Java collectis. (Bullet. Acad. scienc. Cracovie, 1902, S. 575, 5 Taf. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 329.) (Ref. No. 68.)

16. **Héribaud, O.** Les Diatomées fossiles d'Auvergne. (Paris, Clermond Ferrand, 1902, 8°, 79 S., 2 Taf. (Vgl. Bull. Soc. bot. France, XLIX, 127.) (Ref. No. 6, 67.)

17. **Ives, F. E.** Photographs of *Pleurosigma angulatum*. (J. R. M. S., 1902, S. 529, 1 Taf.) (Ref. No. 9.)

18. **Iwanoff, L.** Beobachtungen über die Wasservegetation des Seengebietes. (Von der biolog. Stat. Bologoje d. Kais. St. Petersb. Naturf. Versamml., II, 1902, 152 S. Vgl. Bot. Centralbl., XCIII, 1903, 379.) (Ref. No. 44.)

19. **Keissler, C. von.** Kurze Mitteilung über das Phytoplankton des Nussensees bei Ischl in Oberösterreich. (Österreich. bot. Zeitschr., 1902, No. 1. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 91.) (Ref. No. 86.)

20. — Über das Plankton des Aber- oder Wolfgangsees in Salzburg. (Verhandl. zool.-bot. Gesellsch. Wien, 1902, S. 805.) (Ref. No. 84.)

21. — Zur Kenntnis des Planktons des Alt-Ausseeer Sees in Steiermark. (Ebenda, S. 706.) (Ref. No. 85.)

22. **Lemmermann, E.** Die parasitischen Pilze und Saprophyten der Algen. (Abhandl. d. naturw. Vereins Bremen, XVII, 1902, S. 185—202.) (Ref. No. 17.)

23. **Lohmann, H.** Neue Untersuchungen über den Reichtum des Meeres

Digitized by Google

an Plankton. (Wissenschaftl. Meeresuntersuchungen, Abt. Kiel, N. Folge, VII, 1902. Vgl. Bot. Zeit., 1908, II, S. 209, 215.) (Ref. No. 15, 50.)

24. **Lezeren, H.** La repartition verticale du Plankton dans le lac de Zurich de Décembre 1900 à Décembre 1901. (Vierteljahrsschr. d. Naturforsch. Gesellsch. Zürich, XLVII, 1902, 84 S., 2 Taf. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 10; Bot. Zeit., 1903, II, S. 209.) (Ref. No. 51.)

25. **Mereschkowsky, C.** Diagnoses of new *Licmophorae*. (La nuova Notarisia, XII, 1901, XIII, 1902. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 487.) (Ref. Abschn. V.)

26. — Sur un nouveau genre de Diatomées. Note préliminaire. (Ebenda, XIII, 1902, S. 177—188. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 487. (Ref. No. 20.)

27. — On the Classification of Diatoms. (Ann. a. Mag. Nat. Hist., Ser. 7, IX, 1902, 65 n. fig. Vgl. Bot. Centralbl., LXXXIX, 1902, 276.) (Ref. No. 18.)

28. — On *Sellaphora* a new genus of Diatoms. (Ebenda, 185, t. IV. Vgl. Bot. Centralbl., LXXXIX, 1902, 592.) (Ref. No. 4, 10.)

29. — Notes sur quelques Diatomées de la mer noire. (Journ. d. Bot., 1902, S. 819—824, 416—480, T. II u. Textfig. Vgl. Bot. Centralbl., XCIII, 1903, S. 21.) (Ref. No. 45.)

30. — Note sur les Diatomées de Guénitschek (Mer d'Azow). Odessa, 1902, 40 S., 1 Taf.) (Ref. No. 46.)

31. — Rapport préliminaire sur la structure interne des Diatomées. (Script. Botan. hort. Imp. Petropol., XIX, 1902. (n. g.)

32. — Etudes sur l'endochrome des Diatomées. I. (Mém. Acad. Imp. St. Pétersbourg, Ser. 8, IX, 1901, S. 1—40, 7 Taf. Vgl. Bot. Zeit., 1902, II, 151.) (Ref. No. 2.)

— vgl. **Cleve.**

33. **Merlin, A. A.** Note on certain minute structures observed in some forms of *Triceratium*. (Journ. Quekett, Microsc. Club, VIII, 1902, 267.) (Ref. No. 10.)

34. **Moesz, G.** Die mikroskopische Pflanzenwelt der stehenden Gewässer der Kronstadt Brasso. 40 S., 8 Taf. (Progr. d. Staatsoberrealschule, S. 1—40, 8 Taf. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 91.) (Ref. No. 39.)

35. **Oestrup, G.** Fresh Water Diatoms in Joh. Schmidt, Flora von Koh Chang. (Botan. Tidskr. Kjöbenhavn, XXIV, 1, 1902, S. 1. Vgl. Bot. Centralbl., XCIII, 1903, S. 188, 225.) (Ref. No. 61.)

36. **Ostenfeld, C. H.** Marine Plankton Diatoms in Joh. Schmidt, Flora of Koh Chang, mit 23 Textfig. (Ebenda, I 1902, 1. Vgl. Bot. Centralbl., XC, 1902, 412.) (Ref. No. 60.)

37. — Phytoplankton for det Kaspiske Hav. (Vedensk. Medd. f. d. naturhist. Foren. Kjöbenhavn f. aar 1901, 1902, S. 129—215.) (Ref. No. 47.)

38. **Ostwald, W.** Zur Theorie des Planktons. (Biol. Centralbl., XXII, 1902, S. 596, 609.) (Ref. No. 14.)

39. **Pantocsek, J.** Adnotationes phycologicae territorii Posoniensis. (Verhandl. d. Ver. f. Nat. und Heilk. Presburg, XXII 1902, S. 67.) (Ref. No. 40.)

Digitized by Google

40. — Die Kieselalgen oder Bacillarien des Balaton (Plattensees) in Ungarn. Berlin, 1902, 114 S., 17 Taf. (Ref. No. 12, 41, 69.)

41. — Die Bacillarien des Klebschiefers von Kertsch. (Verhandl. d. Kais. Russ. mineralog. Gesellsch. St. Petersburg, 1902, 29 S., 3 Taf.) (Ref. No. 21, 68.)

42. **Petit, P.** Catalogue de Diatomées provenantes de Madagascar. (C. R. de l'assoc. franc. p. l'avanc. d. science, Montauban, 1902, 10 S., 1 Taf. Vgl. Bot. Centralbl., XCIII, 1903, 215.) (Ref. No. 65.)

43. **Redeke, H. C.** Note sur la composition du Plankton de l'Escaut oriental. (Tydschr. d. Nederl. Dierk. Vereen, VII, 1902, S. 244. Vgl. Bot. Centralbl., XC, 1902, 346.) (Ref. No. 52.)

44. **Reichelt, H.** Zur Diatomeenflora pommerscher Seen. (Forsch.-Ber. a. d. biol. Stat. z. Plön, IX, 1902, S. 98—107.) (Ref. No. 27.)

Sarntheim vgl. **Dalla Torre.**

45. **Schmidle, W.** Notizen über einige Süsswasseralgen. Mit 2 Textfig. Hedwigia, XLI, 1902, S. 150.) (Ref. No. 4.)

46. **Schmidt, A.** Atlas der Diatomaceenkunde. Heft 58, 60, 1902. (Ref. No. 24.)

47. **Schröder, B.** Untersuchungen über Gallertbildungen der Algen. (Verhandl. Naturhist. medic. Verein Heidelberg, N. F., VII, 1902, S. 189—196, T. VI—VII. Vgl. Bot. Centralbl., XCIII, 1903, S. 225.) (Ref. No. 3, 70.)

48. **Senft, E.** Über die Agar-Agar-Diatomaceen. (Zeitschr. d. allgem. österr. Apoth.-Vereins Wien, 1902, 229, mit 9 Textfig. Vgl. Bot. Centralbl., LXXXIX [1902], 498; J. R. M. S., 1902, S. 676.) (Ref. No. 58.)

49. **Skorikow, A. S.** Die Erforschung des Potamoplanktons in Russland. (Biol. Centralbl., XXII, 1902, S. 551—570.) (Ref. No. 48.)

50. **Vogler, P.** Die Anwendung der Variationsstatistik zur Untersuchung von Plankton-Diatomeen. (Flora, XCI [1902], S. 380—388.) (Ref. No. 71.)

51. **Voigt, M.** Neue Organismen aus Plöner Gewässern. (Forsch.-Ber. a. d. biol. Stat. z. Plön, IX, 1902, S. 33—46.) (Ref. No. 22.)

52. — Einige Ergebnisse aus den Untersuchungen ostholsteinischer Seen. Mit 5 Textfig. (Ebenda, S. 47—61.) (Ref. No. 25.)

53. — Beiträge zur Kenntnis des Planktons pommerscher Seen. (Ebenda, S. 72—86.) (Ref. No. 26.)

54. **West, G. S.** On some Algae from hot Springs. (Journ. of bot., XL, 1902, S. 241—248.) (Ref. No. 16.)

55. **West, W. and G. S.** A Contribution to the Fresh-water Algae of the North of Ireland. (Trans. R. Is. Acad., XXXII, B., 1902, S. 1—94.) (Ref. No. 55.)

56. — A contribution to the Freshwater-Algae of Ceylon. (Transact. Linn. Soc., 2. Ser., Botany, VI, 1902, S. 128—215, 6 Taf.) (Ref. No. 59.)

57. **Wright, P.** On *Mastogloia fimbriata* and *M. binotata*. (Notes from the botan. school of Trinity College, Dublin, 1902, S. 161—165, T. IX. Vgl. Bot. Centralbl., XCII, 1903, S. 438.) (Ref. No. 11.)

58. **Zacharias, O.** Über die Schwebborsten des *Stephanodiscus Hantzschianus* Grun. (Biol. Centralbl., XXII, 1902, S. 215.) (Ref. No. 8.)

Digitized by Google

59. — Einige Beispiele von massenhafter Vermehrung gewisser Planktonorganismen in flachen Teichen. (Ebenda, S. 585.) (Ref. No. 18.)

60. — Zur biologischen Charakteristik des Schwarzsees bei Kitzbühel in Tirol. (Ebenda, S. 701.) (Ref. No. 88.)

61. — Zur Flora und Fauna der Schilfstengel im grossen Plöner See. (Forschungsber. a. d. biol. Stat. z. Plön, IX, 1902, S. 17—25.) (Ref. No. 28.)

62. — Zur Kenntnis der Planktonverhältnisse des Schöh- und Schluensees. (Ebenda, S. 26—82.) (Ref. No. 29.)

68. — Die Verbreitung von *Attheya Zachariasi* Brun. (Ebenda, S. 110 bis 111.) (Ref. No. 80.)

Zederbauer siehe **Brehm.**

64. **Zykoff, W.** Das pflanzliche Plankton der Wolge bei Saratow. (Biol. Centralbl., XXII, 1902, S. 60.) (Ref. No. 42.)

I. Allgemeines, Bau und Lebenserscheinungen.

1. **Cleve** und **Mereschkowsky** (5) besprechen G. Karstens „Diatomeen der Kieler Bucht", Mereschkowskys „Etudes sur l'endrochome des Diatomées", Heidens „Diatomeen des Conventer Sees bei Doberan", Schütts „Centrifugale und centripetale Membranverdickungen" und Schröters „Phytoplankton des Golfs von Neapel", wobei Cleve zahlreiche Artbestimmungen korrigiert, während Mereschkowsky nur bei der erstgenannten Arbeit Bemerkungen über das Endochrom von *Fragilaria striatula, Synedra Hennedyana?, Achnanthes brevipes* und *subsessilis, Navicula dicephala, N. mollis, N. humerosa, N. didyma, N. scopulorum, N. constricta, Pleurosigma fasciola, P. tenuissimum, P. nubecula, Scoliopleura latestriata, Tropidoneis maxima, T. vitrea, Mastogloia Smithii, Cocconeis Scutellum, Amphora Beta, A. Ehta, A. ostrearia, A. Epsilon, A. Theta, Auricula punctata, A. staurophora, Nitzschia angularis, N. lanceolata* und *Suriraya gemma* hinzufügt.

2. **Mereschkowsky** (82) schildert den inneren Bau, namentlich in Bezug auf die Endochromplatte, bei 125 Arten und Varietäten: *Diploneis* (5), *Caloneis* (4) *Pinnularia* (1), *Trachyneis* (1), *Mastogloia* (2), *Navicula* (28), *Amphipleura* (1), *Achnanthidium* (5), *Cocconeis* (8), *Cyclophora* (1), *Pleurosigma* (5), *Toxonidea* (1), *Gyrosigma* (18), *Amphora* (18), *Auricula* (8), *Amphiprora* (4), *Tropidoneis* (2), *Nitzschia* (15), *Nitzschiella* (13). Verfasser verwirft die Einteilung der B. in *Coccochromaticae* und *Placochromaticae* und zählt 15 Gattungen auf, bei welchen neben einander Platten und Körner vorkommen sollen. Unter der Gattung *Navicula* sind jetzt Arten mit 1, 2, 4, 8, 18—86 Platten oder Körnern vereinigt, wobei die Chromatophoren auf beiden Bändern oder auf einem Gürtelband, auf beiden oder auf einer Schale liegen können; ebenso zeigt *Amphora* alle möglichen Fälle, auch *Tropidoneis* und *Nitzschia* variieren sehr. M. zieht daraus nicht den Schluss, dass diese auf den Schalenbau begründeten Gattungen wenig verwandte Formen umschliessen, sondern nimmt vielmehr an, dass das Endochrom keinen Wert als Gattungsmerkmal habe, dagegen sehr wertvoll für die Artenunterscheidung sei. Auch weist er auf die konstante Zahl und Stellung der Öltropfen hin, welche er Elaeoplasten nennt. M. hat vielfach dieselben Arten untersucht, wie Karsten, dessen Buch M. unbekannt ist, sie aus der Kieler Bucht beschrieb — die Ergebnisse stimmen fast völlig überein — nur

Digitized by Google

bei *Navicula humerosa* und *N. angularis* ist dies nicht der Fall; ausserdem hat M. wohl als *N. scopulorum* Bieb. etwas anderes beschrieben als Karsten. Ausser zahlreichen von K. nicht beobachteten Arten hat M. für die Gattungen *Toxonidea* und *Cyclophora* die Endochromplatten zum erstenmal dargestellt. Ferner wird eine farblose, nur selten schwach grünliche Form, *Nitzschia incolor* Mer. beschrieben.

8. **Schröder** (47) unterscheidet bei den B. lokale, durch die Raphe oder besonderen Poren stattfindende und allseitige Gallertbildungen. Die ersteren lassen sich in drei Untergruppen gliedern: a) Kittsubstanz zwischen Zelle und Substrat, b) Intercellularsubstanz, c) Gallertbasale und -intercalare. In den ersten beiden Fällen ist die verbindende Gallerte meistens so dünn, dass sie nicht direkt durch Färbung nachgewiesen werden kann, sondern nur indirekt durch Maceration — doch gelingt die Färbung bei *Lauderia delicatula*; ohne Anwendung besonderer Mittel sind die intercellularen Gallertbildungen bei anderen *Lauderia*-Arten, *Melosira*, *Podosira*, *Thalassiosira*, *Cyclotella*, *Navicula*, *Diadesmis* u. a. sichtbar. Bisweilen beschränkt sich die Gallerte nur auf die Enden der Zellen (Spitzenkontakt: *Actinastrum*, *Nitzschia*). Gallertbasale nennt der Verf. die Polster oder Stiele zwischen Zelle und Substrat, Gallertintercalare diejenigen zwischen zwei Zellen bei Zickzackketten usw. Erstere fand Verf. auch bei *Amphipleura*. Das Intercalar wird entweder nur von einer oder von beiden Zellen ausgeschieden — im letzteren Falle zeigt es eine leichte Furche. Bei den allseitigen Umhüllungen werden Gallertschläuche und Gallertthalloide als konstante den inkonstanten Gallertbildungen gegenübergestellt, letztere fand Verf. bei *Pinnularia*, *Fragilaria*, *Tabellaria*.

4. **Mereschkowsky** (28) teilt die Öltropfen der B. nach ihrer Stellung ein in Libroplasten, welche zu 2 oder 4 längs der Mittellinie frei vorkommen, Placoplasten, welche der Innenfläche oder den Rändern der Endochromplatten anliegen und Sparsioplasten, die nach Zahl und Stellung variieren — der erste und dritte Ausdruck sind sehr unglücklich gebildet, abgesehen davon, dass die plasmatische Umhüllung der Öltropfen noch zweifelhaft ist.

5. **Gran** (13) beobachtete die Auxosporen von *Rhizosolenia styliformis* — dieselben stehen quer zur Längsachse der Mutterzelle und bleiben lange mit letzterer verbunden. Während die vegetativen Zellen nur 2 Reihen von Zwischenbändern haben, zeigt die Auxospore 8 Längsreihen — aber schon bei der ersten Teilung der neu entstandenen grossen Zelle wird die normale Zahl wieder erreicht. Der Durchmesser der Zellen schwankt zwischen 22 und 100 μ. Ferner sah G. in der mittleren Plasmabrücke derselben Art bis zu 16 Zellkerne, ja in selteneren Fällen 32, 64 und 128 Kerne, — er glaubt, dass so Befruchtungszellen entstehen und sah auch eine Abrundung des Plasmas um die Kerne. Da gleichzeitig die Chromatophoren an Zahl abnahmen, „als würden sie absorbiert", so ist aber auch das Vorhandensein parasitischer Organismen nicht ausgeschlossen.

6. **Héribaud** (16) bestätigt den von Schumann aufgestellten Satz, dass mit zunehmender Höhe über dem Meere die Riefen der B. dichter und schwächer werden; ausserdem fand er, dass in einer Tiefe von 15—20 m in den Seen der Auvergne die Gestalt sich verlängert und verschmälert.

7. **Voigt** (52) konnte durch Färben mit Karbolfuchsin bei *Diatoma elongatum* sehr ausgedehnte Gallerthäute nachweisen, welche von feinen mit Körnchen besetzten Fäden durchzogen sind und mit der Abnahme des reichlichen Vorkommens der B. verschwinden. Bei *Cyclotella comta* werden feine Schwebe-

Digitized by Google

borsten beschrieben, die sich mit Karbolfuchsin ebenfalls färben und in Alkohol, nicht aber in Formol erhalten bleiben. Bei *C. Schröteri* konnte eine Gallertumhüllung jeder einzelnen Zelle mit Neutralrot nachgewiesen werden und einmal wurden ausserdem noch Schwebeborsten gesehen, welche auch bei *Stephanodiscus Hantzschianus* sich finden. Bei *Rhizosolenia* wurde die von Schütt beschriebene „Reizplasmolyse" bestätigt.

8. **Zacharias** (58) gelang es bei sehr langsamem Eintrocknen von *Stephanodiscus Hantzschianus* dessen feine Schwebeborsten zu erhalten und deutlich zu erkennen. Es sind an jeder Zelle zunächst gegen 40 etwa 4 μ lange zapfenförmige Fortsätze vorhanden, denen die bis 70 μ langen Borsten mit einer basalen fingerhutartigen Höhlung aufsitzen. Im Herbst, selten schon im Juli fallen die Borsten ab.

9. **Ives** (17) veröffentlichte eine stark vergrösserte Photographie von *Pleurosigma angulatum* mit einigen erläuternden Bemerkungen. Ein Teil der ersteren zeigt die bekannten Sechsecke mit 8 schiefwinkelig gekreuzten Streifensystemen — ein anderer dagegen in Querreihen angeordnete Körner, zum Teil mit einem mittleren hellen Punkt, welche so gestellt sind, dass sie sich auch in zwei schräg aufsteigende Reihensysteme anordnen lassen.

10. **Merlin** (83) beschrieb feinere Strukturverhältnisse bei *Triceratium*.

11. **Wright** (57) gibt eine Zusammenstellung des über den feineren Bau von *Mastogloia* Bekannten und schliesst daran Bemerkungen über die Schleimhülle (Perigloea) und die sogenannten Tentaculoide von *M. fimbriata* und *M. binotata*.

12. **Pantocsek** (39) schildert die Lebensweise der B. im Plattensee und unterscheidet: 1. aktive Planktonformen, 2. Pseudoplankton (durch Sauerstoffentwickelung vom Boden losgelöste B.), 3. akzessorisches Plankton (durch Wellenschlag usw. losgelöste Formen), 4. benthonische B.

13. **Zacharias** (59) teilt einige Fälle mit, wo das Wasser kleinerer Teiche ganz grün wurde durch *Polyedrium* mit beigemengter *Synedra delicatissima*, sowie durch *Pediastrum* mit reichlicher Beimischung von *S. acus*.

14. **Ostwald** (88) untersuchte die allgemeinen Bedingungen, von welchen die Schwebefähigkeit planktonischer Organismen abhängt und sucht die Veränderungen in der Verteilung der letzteren auf physikalische Verhältnisse des Wassers zurückzuführen.

15. **Lohmann** (28) widerspricht des letzteren Auffassung und stellt die Entwickelungsfähigkeit der Organismen als mindestens gleichberechtigten Faktor in den Vordergrund.

16. **West** (54) untersuchte die in heissen Quellen lebenden B. aus Proben von Island und von der malayischen Halbinsel und fand als höchste Temperatur 85° C. für *Epithemia turgida, E. gibba, E. Argus, E. gibberula, Nitzschia dissipata* und *Pinnularia viridis* am kleinen Geysir. Bei 61° wurden ausserdem noch *P. oblonga*, bei 55° *Amphora Normanni, Pinnularia borealis, Navicula gibba, N. oculata, N. mutica, Vanheurckia rhomboides, Gomphonema gracile, Achnanthes microcephala, Nitzschia Palea, N. communis, N. amphibia, Melosira distans*, bei 50° *Achnanthes linearis, A. hungarica, Eunotia Arcus, E. exigua, Tabellaria flocculosa*, bei 49° *Navicula Brébissonii, N. subcapitata, Synedra Ulna, Melosira crenulata*, bei 40° *Suriraya ovalis, Hantzschia amphioxys, Nitzschia linearis*, bei 88° *N. communata*, bei 24° *Achnanthes lanceolata* auf Island beobachtet. Die Probe von Sira Rimon (Mal. Halb.) enthielt bei 89,5° nur *Diatoma elongatum*.

17. **Lemmermann** (22) stellt die auf oder in B. parasitisch lebenden Pilze zusammen, im ganzen gegen 80 Arten.

Digitized by Google

II. Systematik, Verbreitung.

18. **Mereschkowsky** (27) erklärt die *Raphideae* und *Anaraphideae* für sehr natürliche Gruppen, dagegen die *Pseudoraphideae* für eine ganz künstliche Zusammenstellung. Er gibt folgende neue Einteilung:

I. Mobiles — Schalen mit Schlitz; bewegliche B.

1. *Raphideae.* Schlitz im allgemeinen in der Mitte der Schale, gewöhnlich ohne Kiel; Knoten immer vorhanden. Chromatophoren (wenn zu zweien ausgebildet) der Länge nach den Gürtelbändern angelagert.
   - Schalen ungleich, die unteren allein mit Schlitz und Knoten versehen — a) *Heteroideae.*
   - Schalen gleich, weder geflügelt noch gekielt — b) *Naviculoideae.*
   - Schalen gleich, geflügelt oder gekielt — c) *Tropidoideae.*
2. *Carinatae.* Schlitz dem einen Rande der Schale genähert (selten in deren Mitte), immer auf einem erhabenen Kiel gelegen; keine Knoten (oder sehr selten solche vorhanden). Chromatophoren (wenn zu zweien ausgebildet) auf einem Gürtelband quer gelagert.
   - Zwei Kiele an jeder Schale; Schalen im allgemeinen geflügelt, quer gefaltet oder quer wellig — a) *Surirelloideae.*
   - Ein Kiel an jeder Schale; Schalen nicht quer gefaltet, Kiel mit Kielpunkten versehen. — b) *Nitzschioideae.*

II. Immobiles — Schalen ohne Schlitz; unbewegliche B.

3. *Bacilloideae.* Schalen stabförmig, oft mit einer Pseudoraphe; ohne Fortsätze, Borsten usw.
   - Ohne innere Scheidewände — a) *Fragilarioideae.*
   - Mit inneren Scheidewänden — b) *Tabellarioideae.*
4. *Anaraphideae.* Schalen im allgemeinen kreisförmig, nahezu kreisförmig oder eckig; oft mit Fortsätzen, Borsten oder Dornen.
   - Schalen zweiseitig symmetrisch — a) *Biddulphioideae.*
   - Schalen vielseitig symmetrisch — b) *Discoideae.*

Zu den *Tropidoideae* rechnet Verf. nur die Gattungen *Auricula, Amphiprora* und *Tropidoneis,* zu den *Nitzschioideae Nitzschia, Nitzschiella, Hantzschia, Cylindrotheca, Epithemia, Rhopalodia, Denticula,* zu den *Surirelloideae Surirella, Cymatopleura, Stenopterotia, Podocystis, Hydrosilicon* und *Campylodiscus.* Bei den *Bacilloideae* sind Skulptur und Fortsätze der beiden Schalen so ausgebildet, dass Erhöhungen und Vertiefungen einander genau gegenüberstehen, während dies bei den *Anaraphideae* nicht der Fall ist.

19. **Mereschkowsky** (28) teilt die Abteilung der *Raphideae* nach der inneren Struktur der Zellen ein in I. *Archaideae,* II. *Monoplacatae,* III. *Polyplacatae.* Die ersteren werden als Zentralgruppe aufgefasst, aus welcher sich einerseits die beiden anderen Abteilungen der *Raphideae,* andererseits die *Carinatae* entwickelt haben sollen. Die jetzt lebenden Gattungen der *Archaideae* sind *Amphiprora, Amphoropsis, Auricula, Epithemia, Stauronella.* Die *Polyplacatae* haben symmetrisch verteilte Endochromplatten und zwar die „*Diplacatae*" 2 Platten auf den Gürtelbändern *(Naviculaceae),* oder 2 Platten auf den Schalen *(Cleviaceae),* die „*Tetraplacatae*" 4 *(Scoliotropideae, Mastogloieae)* oder mehr *(Okedenieae).* Eine besondere

Digitized by Google

Abteilung der *Polyplacatae* bilden die *Pleurosigmeae* und *Tropidoideae*. Endlich die *Monoplacateae* haben eine Endochromplatte. Hierher gehören zunächst die durch ein Pyrenoid ausgezeichneten „*Pyrenophoreae*" (*Cymbella, Gomphonema, Rhoicosphenia, Anomoeoneis, Brebissonia*), dann die *Cocconeideae* oder *Heteroideae*, ferner *Catenula* n. gen. und *Sellaphora* n. gen., Typen zweier den oben genannten gleichwertiger Gruppen. Von ersterer Gattung ist nur der Name gegeben: *Sellaphora* wird folgendermassen charakterisiert: Schalen klein, symmetrisch, linear oder elliptisch, mit stumpfen Enden, Endknoten abstehend; Riefen meistens fein. Gürtelband einfach. Endochrom aus einer Platte bestehend, welche mit ihrem schwachen Mittelteil auf einer Schale, mit 4 langen Verlängerungen auf den Gürtelbändern liegt. Kein Pyrenoid, einige Elaeoplasten, bisweilen 2 Libroplasten (vgl. S. 598). Ausser neuen Arten (vgl. S. 610) gehören hierher:

Sellaphora pupula (Kütz.) Mer. = *Navicula pupula* Kütz.

Sellaphora bacilliformis (Grun.) Mer. = *Navicula bacilliformis* Grun.

Wenn, wie Verf. glaubt, die „sogenannten *Dickieia*" in dies neue Genus gehören sollten, so würde der letztere Name dafür anzuwenden sein.

20. **Mereschkowsky** (26) begründet eine neue Gattung *Licmosphenia:* Schale keilförmig, symmetrisch oder asymmetrisch mit 2 unvollständigen Scheidewänden im oberen Teil, welche aber das Ende der Schale nicht erreichen; scheinbare Öffnungen verschieden gross, die unteren grösser. Vom Gürtelband gesehen zeigen die Scheidewände zwei Paare von Septalpunkten. Endochrom körnig.

21. **Pantocsek** (40) stellte die neue Gattung *Semseyia* auf, mit der Diagnose: Frustulis a latere connectivali visis linearibus, subrectis, angulosis, striolatis, striis parallelis transversis ab area nuda longitudinali ad polos maxime inflato-capitata interruptis. Valvis a latere superiore visis linearibus leviter arcuatis polos versus crassis inflato-capitatis striatis striis marginalibus. Ferner *Zotheca* n. gen. Valvis plerumque ellipticis porosis, poris in lineas transversas et perpendiculares totam valvam percurrentes ordinatis; carina prominens. Dazu werden gerechnet *Nitzschia navicularis, N. punctata, N. doliensis, N. coarctata, N. granulata.*

22. **Voigt** (51) beschreibt eine vielleicht zu den B. gehörige neue Gattung *Centronella* mit der einzigen Art *C. Reichelti* — winzige dreistrahlige Sternchen mit schwach verkieselter Membran, welche im November und Dezember am reichlichsten erscheinen.

23. **Bohlin** (1) hält diese Form für eine zweite Art seiner Gattung *Phaeodactylon* und nennt sie *Ph. Reichelti*. Es ist nur ein randständiges Chromatophor vorhanden.

24. **Schmidt's** (46) Atlas erschien weiter in den Tafeln 229—240. Dieselben stellen Arten aus den Gattungen *Attheya, Cosmiodiscus, Cymbella, Entopyla, Gephyria, Gomphonema* und *Stephanodiscus* dar.

25. **Voigt** (52) gibt eine Tabelle über das nach den Monaten wechselnde Auftreten von *Asterionella gracillima* in sechs grösseren Holsteiner Seen, sowie Beobachtungen über diese Veränderungen bei *Diatoma elongatum* und das Auftreten einiger anderer Plankton-B.

26. **Voigt** (53) fasst seine Beobachtungen über die Verbreitung von etwa 20 wesentlich planktonischen B. in vielen pommerschen Seen tabellarisch zusammen.

Digitized by Google

27. **Reichelt** (44) bearbeitete die B. des mehr oder weniger brakischen Jasmunder und Buckower Sees in Pommern nach Planktonproben, sowie des reines Süsswasser enthaltenden Jassener und Studnitzer Sees nach Grund proben. Die Zahl der gefundenen Arten ist ziemlich beträchtlich; auch in den erstgenannten Seen überwiegen die Süsswasserformen diejenigen des Brackwassers.

28. **Zacharias** (61) untersuchte die an Schilfstengeln im Plöner See vorkommenden B.

29. **Zacharias** (62) nennt einige häufige Plankton-B. aus dem Schöh- und Schlünssee in Holstein.

30. **Zacharias** (68) stellt die bisherigen Fundorte der *Attheya Zachariasi* zusammen, welche vom Oberrhein nach Osten bis Russland und von Norwegen nach Süden bis zur Schweiz vorkommt.

31. **Schmidle** (45) fand in einer über dem Wildsee im Schwarzwald 1000 m über dem Meere gesammelten Schneeprobe auch tote B., häufig vorkommende Arten, welche wohl durch den Wind an ihren Fundort kamen.

32. **Dalla Torre** und **Sarntheim** (8) stellten die in Tirol, Vorarlberg und Lichtenstein vorkommenden B. zusammen mit Angabe der Standorte, im ganzen 221 Arten.

33. **Zacharias** (69) erwähnt aus dem Schwarzsee bei Kitzbühel in Tirol dünne *Melosira*-Fäden.

34. **v. Keissler** (20) aus dem Aber- oder Wolfgangsee im Salzburgischen 12 B.; „mässig häufig" waren *Fragilaria crotonensis* und *Asterionella formosa* var. *gracillima*, *Synedra Ulna* var. *longissima*, *Cyclotella planctonica*.

35. **v. Keissler** (21) fand im Alt-Ausseer See in Steiermark *Cyclotella bodanica*, *C. comta*, *Asterionella formosa* var. *subtilissima*.

36. **v. Keissler** (19) nennt unter neun Phytoplankton-Arten aus dem Nussensee bei Ischl in Oberösterreich auch *Asterionella formosa* var. *subtilis*.

37. **Brehm** und **Zederbauer** (2) aus dem Erlaufsee *A. formosa* var. *gracillima* und *Tabellaria fenestrata* var. *intermedia*.

38. **Gutwinski** (14) gibt eine Aufzählung von B. aus der Umgebung von Travnik in Bosnien.

39. **Moesz** (34) nennt 32 B. aus den stehenden Gewässern bei Brasso (Ungarn).

40. **Pantocsek** (39) gegen 80 Arten aus der Umgebung von Presburg.

41. **Pantocsek** (40) veröffentlichte eine ausführliche Monographie der B. des Plattensees in Ungarn mit Abbildungen aller beobachteten Formen. Von den 1897 von Schaarschmidt in seiner „Algenflora des Balaton" aufgezählten 150 Spezies konnte Verf. nur 94 finden, dagegen beschreibt er eine auffallend grosse Menge neuer Arten (vgl. S. 607) und Varietäten. In der Nomenklatur hat sich Verf. bemüht, auf die ältesten Namen zurückzugehen: so schreibt er für *Amphora ovalis* Ktz. *Amphora Amphora*, weil die älteste Bezeichnung *Navicula Amphora* Ehrb. ist. Die Synonymie ist sorgfältig berücksichtigt; die Diagnosen sind lateinisch, Einleitung und Fundorte deutsch.

42. **Zykoff** (68) fand im Plankton der Wolga bei Saratow 28 B.-Arten, darunter *Rhizosolenia*, *Attheya*, *Asterionella*, also ausgesprochene Planktonformen und ferner *Suriraya spiralis* Kütz.

43. **Skorikow** (49) gibt eine Übersicht der auf das Potamoplankton Russlands sich beziehenden Arbeiten. Es werden erwähnt 6 B.-Arten aus der Wolga, *Asterionella* und *Melosira* aus der Wjatka.

Digitized by Google

44. **Iwanoff** (18) zählt die B. auf, welche die Schlammschicht am Grunde des Bologoje- und Glubokoje-Sees bilden, sowie einige 8 Meter tiefer gefundene Arten, meistens weit verbreitete Süsswasserformen. Im Plankton des Sees finden sich *Asterionella, Attheya, Fragilaria, Rhizosolenia,* deren Schalen aber im Wasser so schnell zerstört werden, dass sie in den Schlammablagerungen nicht nachzuweisen sind. Ferner werden die am Ufer lebenden B. aufgezählt, ebenso die auf *Potamogeton* und *Ceratophyllum* vorkommenden Arten. Auch sind einige Algenverzeichnisse aus anderen russischen Seen gegeben.

45. **Mereschkowsky** (29) gibt eine Liste der B. des Schwarzen Meeres mit 456 Arten und Varietäten, unter welchen sich 40 spezifisch nordische, im Atlantischen Ozean und im Eismeer beobachtete, dagegen dem Mittelmeer fehlende Formen befinden, woraus Verf. auf ein sich soweit südlich ausdehnendes Glazialmeer schliesst. Genauer besprochen sind *Navicula spectabilis* var. *minuta, N. (Amphora) scabriuscula, Okedenia (Navicula) scopulorum, Pinnularia ambigua.*

46. **Mereschkowsky** (30) beobachtete ferner einige bei Genitschew am Asowschen Meere vorkommende B. (n. g.).

47. **Ostenfeld** (37) untersuchte Phytoplankton aus dem Kaspischen Meere.

48. **Forti** (11) fasst alle bisher in der Provinz Verona beobachteten B. zu einer Gesamtliste zusammen.

49. **De Toni** (9) fand zwischen und an Meeresalgen von Cap Sunio (Attica) zahlreiche B.

50. **Lohmann** (28) untersuchte die B. des Meeresplanktons bei Syrakus und bestimmte die absolute Menge der einzelnen Formen. Mit Hilfe von Papierfiltern erhielt er in 1000 Litern

Thalassiosira	722
Skeletonema costatum . . .	418
Coscinodiscus	6 444
Asteromphalus	595
Dactyliosolen	8 444
Guinardia	8 165
Rhizosolenia	5 697
Bacteriastrum varians . . .	18 775
Chaetoceras Kettenzellen .	149 798
Chaetoceras Auxosporen . .	41 848
Hemiaulus	12 027
Synedra Holsatica	19 408
Thalassiothrix nitzschioides .	227 855
Asterionella spathulifera . .	84 600
Naviculinae	8 444
Pleurosigma	798
Nitzschia Closterium . . .	44 718

Mit Müllergaze wurden die kleinen Formen in viel geringerer Menge, z. T. gar nicht gefangen, dafür aber einige ganz grosse Arten, wie 2 über 100 μ messende *Coscinodiscus*, 36 grosse *Rhizosolenia*, 1 *Triceratium* und 27 *Biddulphia*. Bei Anwendung von Seidentaffet stieg die Zahl von *Thalassiothrix* auf 820 588. Im ganzen enthielten 1000 Liter Meerwasser 85,88 Kub.-Millim. Tiere und 10,2 Kub.-Millim. B. Bei der grossen Gleichförmigkeit des Auftriebs genügen schon Wasserproben von $^1/_4$ Liter, um ein klares Bild des vorhandenen Planktons zu liefern.

Digitized by Google

51. **Lozeron** (24) gibt eine allgemeine Übersicht der für das Plankton wichtigen allgemeinen Verhältnisse des Zürichersees, sowie eine Zusammenstellung der über denselben schon vorliegenden Planktonuntersuchungen. Die Farbe des Sees wird bisweilen durch *Tabellaria fenestrata* gelbbraun. Die vertikale Verteilung wechselt schon in kurzen Zeiträumen; im allgemeinen haben die B. ihr Maximum zwischen 5 und 15 m Tiefe, obwohl sie auch an der Oberfläche vorkommen und in 50 m Tiefe von den Algen noch allein vorhanden sind. *Tabellaria fenestrata, Fragilaria crotonensis* und *Asterionella gracillima* wurden noch in 100 m Tiefe beobachtet, *Synedra delicatissima* bei 80 m, *S. longissima* bei 50 m, — ausserdem fanden sich in allen Tiefen Arten, die den Seegrund bewohnen, wie *Cymatopleura elliptica* und *C. Solea*. Nach dem grossen Maximum sterben die B. in Menge ab und es genügen etwa 5 Tage zum Herabsinken auf den Grund. Die Hauptrolle für die vertikale Verteilung des gesamten Phytoplanktons spielen die Strömungen des Wassers. Im ganzen werden 22 B.-Arten und Varietäten aufgeführt: sie bilden fast das ganze Jahr hindurch die Hauptmasse des Planktons, erreichen im Frühjahr und im Herbst ein Maximum: ausserdem hat *Fragilaria crotonensis* ein besonderes Maximum im August; die *Cyclotellen* sind nur im Frühjahr reichlicher vorhanden. Spezieller wird die Variation von *Asterionella gracillima, Tabellaria fenestrata* und *Fragilaria crotonensis* behandelt und auf einer Tafel graphisch dargestellt.

52. **Redeke** (43) gibt an, dass die Austern der Scheldemündung wesentlich von bentonischen B. leben — zum Vergleich untersuchte er auch das Plankton und fand dasselbe in der Ostschelde wesentlich neritisch, bestehend hauptsächlich aus Arten der Küste und des offenen Meeres, denen sich nur im Sommer einige ozeanische Arten zugesellen. Im ganzen nähert sich dieses Plankton dem *Didymus*-Typus von Cleve. Die B. sind namentlich im Winter reichlich vorhanden und erreichen dann 70—90 % aller Organismen; die mittlere Zahl während des ganzen Jahres variiert für die vier zur Untersuchung benutzten Stationen zwischen 68,8 und 82,4 %.

53. **Comère** (7) fand im Canal du midi bei Toulouse sehr viele B., welche nur da nahezu verschwinden, wo Abwässer der Stadt das Wasser verunreinigen.

54. **Fritsch** (12) fand, dass im Phytoplankton der Themse zwischen Kew und Cookham das Brackwasser gegen die Strommündung hin ein Absterben mehrerer B.-Arten bewirkt, während bis Kew einzelne Meeresarten, wie *Coscinodiscus radiatus, Rhaphoneis Rhombus, Suriraya ovata* auftreten. Im allgemeinen herrschen B. im Plankton vor: bei Kew kamen etwa 2—8 B. auf eine andere Form, bei Maidenhead weiter stromaufwärts 20. Am häufigsten sind *Fragilaria virescens, Melosira varians, M. moniliformis, Pleurosigma attenuatum*, auch *Suriraya*-Arten und *Coscinodiscus noricus* sind verbreitet. Die stillen „backwaters" sind reicher als der Hauptstrom — im ganzen wurden etwa 80 B.-Arten beobachtet.

55. **West** (55) untersuchte das Plankton des Lough Neagh in Nordirland. Im März überwogen eine schlanke Form von *Asterionella formosa* und *Coscinodiscus lacustris*, im Juli kamen grosse Mengen von *Tabellaria fenestrata* dazu — ausserdem werden einige 20, meist der Uferflora angehörige Arten genannt. Eine Zusammenstellung aller in Nordirland 1900—1901 gesammelten B. enthält über 100 Arten; Varietäten von *Tabellaria fenestrata* sind abgebildet.

56. **Cleve** (4) ergänzte seine Beobachtungen über das Plankton des Atlantischen Ozeans durch zahlreiche von der holländischen Marine namentlich südlich des Äquators aufgenommene Proben, sowie durch solche von den

Digitized by Google

Azoren und gibt eine Liste der darin enthaltenen Organismen mit Angaben über Temperatur und Salzgehalt des Meerwassers am Fundorte.

57. **Gran** (18) betont in seiner Einleitung, dass Cleve die Bedeutung der Meeresströmungen zu hoch und die Bedeutung der Fortpflanzung der Organismen für die Zusammensetzung des Planktons zu niedrig geschätzt habe. Im zweiten Kapitel werden ausgewählte Arten nach Biologie und Verbreitung genauer behandelt, von B. die neritischen Arten *Chaetoceras didymum, C. contortum, C. constrictum, C. cinctum, C. furcellatum, Thalassiosira Nordenskiöldii, T. gravida, T. hyalina*, die ozeanischen Arten *Coscinodiscus oculus iridis, Corethron hystrix, Dactyliosolen antarcticus, Rhizosolenia styliformis, R. semispina, R. hebetata, Chaetoceras criophilum, C. decipiens, Thalassiothrix longissima*. Es wird dabei darauf hingewiesen, dass die neritischen Arten Dauerzellen bilden, welche auf den Grund sinken, so dass die betreffenden Arten eine Zeitlang im Plankton fehlen, während die ozeanischen Arten keine Dauerzellen entwickeln und daher nur ihre Menge im Plankton schwankt, ohne Unterbrechung ihres Vorkommens. Das dritte Kapitel beschäftigt sich mit der Klassifikation des Planktons. Als arktisch werden die Formen bezeichnet, welche im kalten nordwestlichen Teil des Nordmeeres ihr Hauptgebiet haben, während sie in den wärmeren Wasserschichten des südöstlichen Teiles fehlen oder nur vereinzelt sich finden. Unter den neritischen B. rechnet Gran hierher als Typus *Chaetoceras furcellatum*, ferner *Thalassiosira hyalina, Bacteriosira fragilis, Eucampia groenlandica, Fragilaria oceanica, Nitzschia frigida, Amphiprora hyperboraea, Navicula septentrionalis, N. Vanhöffenii*, unter den ozeanischen *Rhizosolenia hebetata*. Boreal (subarktisch) nennt G. die über das ganze Nordmeer verbreiteten Arten, welche hier ihr Hauptgebiet haben; diese Gruppe umfasst die grösste Zahl der überhaupt aufgezählten Formen. Endlich charakterisiert G. als „temperiert atlantische Arten" diejenigen, die sich auf den wärmsten südöstlichen Teil des Nordmeeres beschränken und ihr Hauptgebiet weiter südlich haben, zum Teil sind sie noch auf die Dauer fortpflanzungsfähig geblieben, zum Teil erscheinen sie nur als sporadische Gäste. Die Zahl der neritischen hierher gehörigen Arten, als deren Typus G. *Chaetoceras didymum* nennt, ist ziemlich gross, unter den ozeanischen werden *Rhizosolenia alata* und *R. styliformis* genannt, ausserdem einige sporadisch erscheinende Arten. Das vierte Kapitel behandelt die Leitformen des Planktons, wobei eine der drei Hauptgruppen durch *Asterionella* charakterisiert wird. Ferner werden die Beziehungen der Meeresströmungen, des Salzgehaltes und der Meerestemperatur zur Zusammensetzung des Planktons besprochen. Das fünfte Kapitel ist der quantitativen Verbreitung des letzteren gewidmet. Die B. finden sich in den kalten Meeren reichlicher, als in den wärmeren, und haben in ersteren zwei Maxima im Jahre, ein grösseres im März-April und ein kleineres von September bis November — sonstige Maxima von kurzer Dauer kommen nur an der Küste vor. Die arktischen Formen verschwinden am Ende des grossen Frühjahrsmaximums wohl durch die für sie zu hoch gewordene Temperatur des Wassers — für die südlicheren Arten kommt in Betracht, dass bei höherer Temperatur nach Brandt die organischen Stickstoffverbindungen des Meeres durch Bakterien rasch zersetzt und so den B. entzogen werden. Schwieriger ist es, das erst im Mai beginnende Maximum auf hoher See zu verstehen — vielleicht kommen hier die in den dunkeln Wintern im Polarmeer angehäuften oder von den Küsten her zugeführten organischen Nährstoffe in Betracht. Das fünfte Kapitel gibt Aufzählungen der an den einzelnen Stationen beobachteten B., das sechste eine systematische

Digitized by Google

Liste der besprochenen Arten mit Bemerkungen über ihre Verbreitung; sie betreffen die Gattungen: *Melosira* (2), *Stephanopyxis* (6), *Skeletonema* (1), *Paralia* (1), *Coscinodiscus* (7), *Thalassiosira* (5), *Bacteriosira* (1), *Actinocyclus* (1), *Actinoptychus* (1), *Asteromphalus* (2), *Euodia* (1), *Hyalodiscus* (1), *Lauderia* (2), *Corethron* (1), *Leptocylindrus* (1), *Dactylosolen* (2), *Guinardia* (1), *Rhizosolenia* (10), *Ditylum* (1), *Cerataulina* (1), *Biddulphia* (2), *Eucampia* (1), *Chaetoceras* (23), *Fragilaria* (1), *Thalassiothrix* (2), *Asterionella* (1), *Nitzschia* (4), *Amphiprora* (1), *Navicula* (2).

58. **Senft** (48) bespricht die B., die man nach Veraschen von Agar-Agar und Behandlung der Asche mit Salzsäure erhält. *Arachnoidiscus ornatus*, *Grammatophora-* und *Cocconeis*-Arten, sowie *Campyloneis Grevillii* werden als charakteristisch bezeichnet.

59. **West** (56) nennt etwa 50 Süsswasser-B. aus Ceylon, mit dem Bemerken, dass nur die sicher bestimmten Arten aufgeführt wurden.

60. **Ostenfeld** (36) bearbeitete die marinen Plankton-B. der Flora von Cho-Kang (Siam), 77 Arten und gibt systematische Bemerkungen zu den Gattungen *Rhizosolenia*, *Chaetoceras*, *Eucampia* und *Corethron*.

61. **Oestrup** (35) behandelt analog die Süsswasserformen derselben Insel mit 69 Arten.

62. **De Toni** und **Forti** (10) nennen 24 Arten aus dem See Ngebel auf Java mit Bemerkungen über die charakteristischen Formen.

63. **Gutwinski** (15) 53 B. aus den von Raciborski 1899 auf Java gesammelten Proben.

64. **Comber** (6) bearbeitete die in den Sammlungen von Welwitsch enthaltenen afrikanischen B.

65. **Petit** (42) zählt von Fort Dauphin und Nossi-Bé auf Madagaskar 207 Arten und Varietäten auf, wovon 10 abgebildet werden und nur eine Varietät neu ist.

66. **Barbury** (3) gibt eine Liste von 91 B. aus dem South Esk- und Tamar-Fluss und anderen Teilen Tasmaniens.

III. Fossile Bacillariaceen.

67. **Héribaud** (16) führt 160 fossile B.-Arten aus der Auvergne auf, mit welchen sich die Gesamtzahl der aus diesem Gebiet bekannten Formen auf 338 stellt. Es sind 48 neue Arten besprochen. Leider war die Arbeit dem Ref. nur in dem zitierten Referat zugänglich.

68. **Pantocsek** (4) untersuchte die B. des Klebschiefers von Kertsch, welcher zu den jüngsten Bildungen der sarmatischen Stufe gehört. Auffallenderweise sind alle beobachteten (marinen) Formen teils als neue Arten, teils als neue Varietäten bekannter Arten beschrieben. Anhangsweise sind noch vier B. aus dem oligocänen marinen Tonschiefer von Karagatsch aufgeführt, darunter *Goniothecium Odontella* Ehrh., während P. die unter diesem Namen von Witt aus dem Tonschiefer von Archangelsk-Kurojedowo abgebildete Art *G. Wittianum* nennt.

IV. Untersuchungsmethoden.

69. **Pantocsek** (40) gibt für den Anfänger bestimmte Anweisungen zum Sammeln und Präparieren von B. Er empfiehlt 24stündiges Erwärmen mit

Digitized by Google

Salzsäure, Erhitzen mit Kaliumbichromat und Schwefelsäure, dann mit 10 % Natronlauge und Schlemmen des Rückstandes.

70. **Schröder** (47) fand zum Fixieren gallertiger B. besonders geeignet das Formol, weil es leimartige Substanzen härtet. Um die Gallerte sichtbar zu machen, verwandte er mit gutem Erfolg die käufliche flüssige chinesische Tusche, sowie auch Sepia. Farbstoffe werden am besten erst nachher benutzt, da sie leicht die Gallerte kontrahieren, und zwar am besten wässerige Lösungen von Dahlia, Karbolfuchsin, Neutralrot, Bismarckbraun, Chrysoidin, Auramin, Methylenblau, Thionin, Mucikarmin.

71. **Vogler** (50) weist an der Hand von Schröters Resultaten über die Variation von *Fragilaria crotonensis* und der analogen Ergebnisse von Lozeron (Ref. 51) auf die Wichtigkeit der variationsstatistischen Methode bei Planktonuntersuchungen hin.

Neue Arten.

Achnanthes Athenais Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *clavata* „ „ „ „
„ *exigua* „ „ „ „
„ *Kertschiana* Pant. „ „ „
„ *tenuissima* „ „ „ „
„ *vasta* „ „ „ „
„ *vernalis* „ „ „ „
Amphiprora hyalina „ „ „ „
„ *Balatonis* „ Plattensee.
Amphora conjuncta „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Granii* „ „ „ „
„ *Kertschiana* „ „ „ „
„ *maeotica* „ „ „ „
„ *Marchesettiana* „ „ „ „
„ *revirescens* „ „ „ „
„ *russica* „ „ „ „
„ *Tittoniana* „ „ „ „
„ *Tommasiniana* „ „ „ „
Caloneis taurica Mer. Schwarzes Meer.
Campylodiscus Balatonis Pant. Plattensee.
„ *hispidus* „ „
„ *Peisonis* „ „
Centronella Reichelti Voigt. Düpensee (Dramburg), Plussee (Holstein), Krumme Lanke (Berlin).
Chaetoceras caspicum Ostenf. Kasp. Meer.
„ *delicatulum* „ „ „
„ *Paulsenii* „ „ „
„ *rigidium* „ „ „
„ *simplex* „ „ „
„ *Ingolfianum* „ Porsangerfjord.
Cocconeis Balatonis Pant. Plattensee.
„ *diminuta* „ „
„ *hyalina* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *sarmatica* „ „ „ „

Digitized by Google

Cyclotella Balatonis „ Plattensee.
„ *crucigera* „ „
„ *ocellata* „ „
Cymatopleura pygmaea Pant. Plattensee.
Cymbella Ancyli Cleve. „
„ *gibbosa* Pant. „
„ *hebetata* „ „
„ *Loczyi* „ „
„ *Nerei* „ „
„ *reducta* „ „
„ *signata* „ „
„ *Vaszaryi* „ „
Denticula Balatonis „ „
Encyonema validum „ „
Epithemia Anastasiae Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *crenata* „ „ „ „
„ *Cleopatra* „ „ „ „
„ *geminata* „ „ „ „
„ *maeotica* „ „ „ „
„ *Peisonis* „ Plattensee.
„ *perinsignis* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Schüttiana* „ „ „ „
Fragilaria acutiuscula „ „ „ „
„ *Balatonis* „ Plattensee.
„ *Clevei* „ „
„ *hungarica* „ „
„ *Istvanffyi* „ „
„ *trigibba* „ „
Gomphonema Balatonis „ „
„ *bohemicum* Reich. Fricke.
„ *Brunii* Fricke.
„ *Clevei* „
„ *Martini* „
„ *naviculaceum* Pant. Plattensee.
„ *ovulum* „ „
„ *tenue* Fricke.
„ *Van Heurckii* Pant. „
Hantzschia crassa „ „
„ *directa* „ „
Licmophora adriatica Mer. Fiume.
„ *araphidea* „ Sumatra, Neu-Guinea.
„ *biplacata* „ Villefranche.
„ *capitata* „ Pola.
„ *divergens* Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *elegans* Mer. Quarnero, Genua.
„ *gigantea* „ Pola.
„ *Grunowii* „ Jalta, Sebastopol, Villefranche, Genua, Catania, Pola, Fiume.
„ *hastata* „ Schwarzes Meer, Villefranche, Pola, San Pedro.
„ *inflata* „ Sebastopol, Pola.

Digitized by Google

Licmophora lata Mer. Kalifornien.
„ *mediterranea* „ Villefranche.
„ *membranacea* „ Jalta, Villefranche, Pola.
„ *Monksiae* „ Kalifornien.
„ *Montereyana* „ „
„ *Ovulum* „ Atlantic City, Sebastopol.
„ *pacifica* „ Kalifornien.
„ *parasitica* „ Villefranche.
„ *permagna* „ Neu-Guinea.
„ *pontica* „ Jalta, Theodosia.
„ *proboscidea* „ Pola.
„ *profundeseptata* Mer. Villefranche.
„ *quadriplacata* „ „ , Pola.
„ *Redondina* „ Kalifornien.
„ *ramuloides* „ Jalta.
„ *rostrata* „ „ , Sebastopol, Villefranche, Pola, Ancona, Kalifornien.
„ *semiasymmetrica* „ Krim, Villefranche.
„ *Spicula* „ Pola.
„ *subundulata* „ Sebastopol.
„ *Thumii* „ Kalifornien.
Licmosphenia Clevei „ Villafranca, Pola.
„ *Grunowii* „ „ „
„ *Peragalli* „ „ „
„ *Schmidtii* „ Pola.
„ *Van Heurckii* „ Sumatra.
Mastogloia Andrussowii Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *Balatonis* „ Plattensee.
„ *trachyneis* Mer. Schwarzes Meer.
Navicula Adami Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *Andrussowii* Pant. „ „ „
„ *Apsteinii* „ Plattensee.
„ *Balatonis* „ „
„ *Borbassii* „ „
„ *Degenii* „ „
„ *denudata* „ „
„ *diffusa* „ „
„ *Elsae Thum* Pant. Plattensee.
„ *exigua* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Frickei* „ Plattensee.
„ *intacta* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Josephii* „ „ „ „
„ *jucunda* „ „ „ „
„ *Karsteni* „ Plattensee.
„ *Kertschiana* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Leonis* „ „ „ „
„ *maeotica* „ „ „ „
„ *Magocsyi* „ Plattensee.
„ *mucronula* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Nicolai* „ „ „ „

Digitized by Google

Navicula Olgae Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *paleacea* „ „ „ „
„ *perdurans* „ Plattensee.
„ *reticulata* Mer. Schwarzes Meer.
„ *Romanowii* Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *Sancti Benedicti* Pant. Plattensee.
„ „ *Caroli* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Schilberszkyi* „ Plattensee.
„ *secreta* „ „
„ *siofokensis* „ „
„ *Tithonia* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Topia* „ Plattensee.
„ *ursina* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Zichyi* „ „ „ „
Nitzschia debilis „ „ „ „
„ *directa* „ Plattensee.
„ *fusiformis* „ „
„ *gallica* „ „
„ *incolor* Mer. Russland.
„ *Lahusenii* Pant. Klebschiefer von Kertsch.
„ *limes* „ Plattensee.
„ *Loczyi* „ „
„ *maeotica* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *mucronata* „ Plattensee.
„ *perlonga* „ „
„ *Romanowiana* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Stockmayeri* „ „ „ „
Pleurosigma maeoticum „ „ „ „
Scoliopleura Balatonis „ Plattensee.
„ *maeotica* „ Klebschiefer von Kertsch.
Sellaphora Borscowii Mer. San Pedro, Kalifornien.
„ *elliptica* „ „ „ „
Semseyia maeotica Pant. Klebschiefer von Kertsch.
Stauroneis Balatonis „ Plattensee.
„ *maeotica* „ Klebschiefer von Kertsch.
Stenopterobia hungarica Pant. Plattensee.
Stephanodiscus Balatonis Plant. „ „ „
„ *Pantocseki* Fricke.
Suriraya albaregiensis Pant. Plattensee.
„ *Festetichii* „ „
„ *maeotica* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *Palffyi* „ Plattensee.
„ *Peisonis* „ „
„ *Semseyi* „ „
„ *signata* „ „
„ *Szechenyi* „ „
Synedra Balatonis „ „
„ *maeotica* „ Klebschiefer von Kertsch.
„ *rostrata* „ Plattensee.
Zotheca Csaszkaae „ „

Digitized by Google

XVII. Physikalische Physiologie.

Referent: Arthur Weisse.

1902.

Inhalt.

I. Molekularkräfte in der Pflanze. (Ref. 1—26.)
II. Wachstum. (Ref. 27—29.)
III. Wärme. (Ref. 30—40.)
IV. Licht. (Ref. 41—59.)
V. Elektrizität. (Ref. 60—72.)
VI. Reizerscheinungen. (Ref. 73—118.)
VII. Allgemeines. (Ref. 119—174.)

Autorenverzeichnis.

(Die beigefügten Zahlen bezeichnen die Nummern der Referate.)

Adamovic 92.
André 85.
Andrews 158.
Atkinson 121.

Barnard 53.
Barnes 17.
Bernstein 1.
Blodgett 21.
Bonnier 122.
Bose 71.
Boyer 165.
Briggs 8.
Brzobohaty 85.
Burgerstein 4.
Buscalioni 18.

Campbell 128.
Cannon 166.
Church 188, 189.
Cieslar 28.
Copeland 12, 185.
Crittenden 22.
Curtis 19.
Czapek 82, 105.

Darwin 88, 104.
Dennert 180.
Devaux 28.
Dixon 87, 155.
Doroféjew 109.

Engelmann 51, 52.
Ewart 111.

Farmer 8.
Fitting 100.

Gaidukow 50, 51, 52.
Ganong 128.
Goebel 184.
Green 124.
Grevillius 172.
Griffiths 168.
Griffon 45.

Haberlandt 78, 79.
Halsted 15, 27.
Haupt 26.
Heald 62.
Heber 67.
Hedgcock 9.
Heinricher 41.
Herzog 188.
Holtermann 20.
Hoppe 167.
Hotker 151.

Janka 28.
Jantzen 10.
Jodin 159.
Joseph 59.
Jost 74, 77, 142, 144.

Keller 70.
Kindermann 5, 115.
Klein 64.
Kny 48.
Kohl 168.
Kosaroff 18.
Kosiński 110.
Kraus 174.
Krogh 11.

Lapham 8.
Laurent 160, 162.
Leisering 145, 146, 147.
Lemström 69.
Lepeschkin 25.
Lidforss 86.
Linsbauer 90.
Livingston 2.
Lopriore 112.

Mac Callum 116.
Mac Dougal 80, 72, 119, 169.
Macfadyen 88, 89, 58.
Mac Kenney 54.
Maquenne 156, 157.
Mariani 114.
Massart 78.
Matruchot 33.
Matthaei 34.
Maximow 49.

Digitized by Google

Mazé 161.
Mendelssohn 60, 97, 98, 99.
Miehe 84.
Migula 120.
Miliarakis 125.
Moebius 108.
Molisch 14, 47, 55, 56.
Moll 170, 171.
Molliard 88.
Montani 68.
Münzberg 29.

Nagel 108.
Němec 76, 80, 187.
Neubert 89.
Newcombe 94, 95, 96, 101.
Noll 81.

O'Brien 86.

Panten 126.
Passerini 42, 154.
Plowman 68.
Poisson 158.
Pollacci 18.
Prowazek 59.

Querton 66.

Reed 127.
Reinke 181.
Richards 173.
Richter 44.
Ricôme 48.
Rimbach 152.
Rodrigue 91.
Rosenvinge 140.
Rothert 102.
Rowland 38.

Sablon 122.
Schellenberg 117.
Schinz 16.
Schrammen 82.
Schröder 75.
Schumann 81.
Schwendener 7, 141, 148.
Seckt 57, 58.
Steinbrinck 6, 24.

Tompa 65.
Trzebiński 118.

Vöchting 118, 136, 148.
Voss 98.

Wagner 129.
Waller 61.
Weisse 149, 150.
Whitten 40.
Wiedersheim 107.
Wiesner 46, 87, 88.
Wilcox 164.
Wulff 132.
— 106.

I. Molekularkräfte in der Pflanze.

1. **Bernstein, J.** Die Kräfte der Bewegung in der lebenden Substanz. Braunschweig, 1902, 28 p.

Verf. dehnt die für die Protoplasmabewegung aufgestellte Theorie, wonach diese Erscheinung durch Oberflächenspannung bedingt wird, auf die Muskelkontraktion der Tiere aus.

2. **Livingston, B. E.** Influence of the osmotic pressure of the surrounding medium upon the growth and production of living organisms. (Science, N. S., XV, 1902, p. 458.)

Vortrag, gehalten auf dem Meeting Bot. Centr. States.

3. **Farmer, J. Bretland.** On the mechanism which is concerned in affecting the opening and closing of Tulip flowers. (New Phytologist, London, I, 1902, p. 56—58.)

Das Öffnen und Schliessen der Blätter der Tulpenblüten wird nicht durch Wachstum, sondern durch Turgorschwankungen in bestimmten Gewebeteilen auf der Aussenseite derselben hervorgebracht.

4. **Burgerstein, Alfred.** Über die Bewegungserscheinungen der Perigonblätter von *Tulipa* und *Crocus*. (Sonderabdr. a. d. Jahresber. des k. k. Erzherzog Rainer-Gymn. in Wien, 1902, 16 p., 8.)

Verf. hat eine grössere Anzahl von Versuchen ausgeführt, aus denen hervorgeht, dass die Blüten von *Tulipa Gesneriana*, *Crocus vernus* und *luteus* Öffnungsbewegungen bei Temperaturen ausführen, die oberhalb des Temperaturmaximums für das Wachstum liegen, und dass diese Blüten Schliessbewegungen auch bei solchen Wärmegraden zeigen, die unterhalb des Temperaturminimums für das Wachstum fallen. Die Bewegungen erfolgen auch im luftverdünnten Raume (20 mm Barometerstand), in reinem Sauerstoff, Wasserstoff und Kohlen-

Digitized by Google

oxydgas, ebenso in wässerigen Lösungen verschiedener Salze, vorausgesetzt, dass der Konzentrationsgrad der Lösung nicht schon plasmolytisch wirkt.

Verf. zieht hieraus den Schluss, dass jene Lageänderungen der Perigonblätter, die zur Apertur und Klausur der Blüte führen, nicht Wachstumserscheinungen sind. Seine Ansicht geht dahin, dass Spannungsänderungen in den Geweben der Perigonblätter die bedingende Ursache ihrer Krümmungsänderungen sind und dass unter normalen Verhältnissen das Wachstum nur eine Begleiterscheinung bildet. Allerdings sind Tulpen- und Krokusblüten nur so lange öffnungs- und schliessungsfähig, so lange sie wachsen, aber Lageänderung und Wachstum sind zwei Prozesse, die neben einander laufen. Das Wachstum findet nur während des Vorhandenseins der Wachstumsbedingungen statt und schreitet nicht nur während der Bewegung, sondern auch während der — offenen oder geschlossenen — Ruhelage der Perigonblätter fort, während das Öffnen und Schliessen der Blüten auch unter Bedingungen erfolgen kann, bei denen Wachstum ausgeschlossen ist.

Die Bewegungserscheinungen erklärt sich Verf. in folgender Weise: Durch entsprechende Erhöhung der Temperatur vermindert sich bei der geschlossenen Blüte die positive Spannung des Innenparenchyms; die Konkavität verringert sich und geht endlich in Konvexität über. Dabei muss die Spannung der Aussenepidermis ab-, die der Innenepidermis zunehmen. Diese Spannungsänderungen erfolgen bei langsamer Eröffnung der Blüte anfangs und nur für kurze Zeit rasch, dann aber bei gleichbleibender Temperatur immer langsamer, bis endlich die Öffnungsbewegung gleich Null wird. Hat sich die Blüte bis zu einer gewissen, der Temperatur entsprechenden Weite geöffnet, so ist zu einer weitergehenden Spannungsänderung und damit Öffnungsbewegung eine Erhöhung der Temperatur nötig. Bei unmittelbarer starker Temperaturerhöhung der Gewebe gehen die Spannungsänderungen so schnell vor sich, dass eine geschlossene Blüte innerhalb weniger Minuten eine ansehnliche Eröffnung erfahren kann. Selbstverständlich werden die durch Änderung der Gewebespannung hervorgerufenen Lage- und Krümmungsänderungen der Blätter durch verschiedene Momente, wie individuelle Reaktionsfähigkeit, Zellturgor, Dehnungsvermögen der Zellwände, Biegungselastizität der Blätter etc. mitbeeinflusst.

Wie *Tulipa* und *Crocus* scheint sich auch *Colchicum* zu verhalten. Bei den Blütenbewegungen anderer Pflanzen sind wieder andere Momente wirksam. So dürfte für *Taraxacum officinale*, *Leontodon hastilis* und andere Cichoriaceen die Ansicht Pfeffers richtig sein, dass die Blütenbewegungen auf Wachstumserscheinungen beruhen. Nach den Beobachtungen des Verfs. führen die Blütenköpfe von *Taraxacum* in reinem Sauerstoff und ebenso in reinem Kohlendioxydgas keine Lageänderungen aus. Bei *Anagallis* und anderen sind es nach Wiesner Änderungen der Wasserverteilung in den Geweben der Blumenkrone, die zur Apertur führen. Bei *Gentiana bavarica* wird das Öffnen der Blüten, wie Kerner beobachtet hat, durch Insolation veranlasst.

5. **Kindermann**, V. Untersuchungen über den Öffnungsmechanismus der Frucht bei der Gattung *Campanula*, unter besonderer Berücksichtigung von *C. rapunculoides*. (Sitzungsber. d. naturw.-med. Ver. f. Böhmen „Lotos" in Prag, XXII, pp. 2—4.)

6. **Steinbrinck**, C. Über den Schleudermechanismus der *Selaginella*-Sporangien. (Ber. D. Bot. Ges., XX, 1902, p. 117—128, mit 8 Textabbildungen.)

Verf. knüpft an die Untersuchungen Goebels an, durch welche die

Digitized by Google

eigenartigen Vorrichtungen, die zum Abschleudern der Makro- und Mikrosporen von *Selaginella* dienen, näher bekannt geworden sind. Hinsichtlich der Kräfte, durch welche diese Ausstreuungsapparate in Tätigkeit gesetzt werden, urteilte Goebel, dass es sich dabei entweder um einen Schrumpfungs- oder um einen Kohäsionsmechanismus handeln müsse. Verf. sucht nun darzutun, dass es sich tatsächlich um einen Kohäsionsmechanismus handelt.

Eingehend behandelt Verf. zunächst den Schleuderapparat der Makrosporangien. Die Beobachtung des Schleudervorganges bestätigt die Auffassung Goebels, dass der untere, kahnförmige Teil des Sporangiums hauptsächlich der aktive Faktor des Schleuderapparates ist. Indem der Wasserverlust die anfangs gerundeten Kahnwände flach streckt und zu nähern strebt, üben diese einen starken Druck auf die von ihnen umfassten Sporen aus. Ist derselbe hinreichend gross geworden, so werden diese fortgeschleudert, ganz ähnlich wie die Samen einheimischer *Viola*-Arten aus den drei ebenfalls kahnförmigen Kapselklappen. Verf. sucht sodann nachzuweisen, wie sich der anatomische Aufbau des Sporangiums an der Hand der Kohäsionstheorie erklären lässt, und führt eine Reihe von Tatsachen an, die als Beweise dafür gelten können, dass es sich hier um einen Kohäsionsmechanismus handelt. Lässt man reife Sporangien etwa 24 Stunden in absolutem Alkohol liegen und darauf an der Luft austrocknen, so springen sie nicht auf, ja sie verändern kaum ihre Form und Grösse. Legt man sie aber vor dem Austrocknen in Wasser, bis sich ihre Zelllumina gänzlich wieder mit Wasser erfüllt haben, so schleudert nunmehr jedes Sporangium beim Austrocknen seine Sporen ordnungsmässig ab, wie ein frisches. Ferner beobachtete Verf., dass alle Deformationen, die man an frischen Klappen bemerkt, an älteren Klappen erst dann von neuem auftreten, wenn nicht bloss ihre Membranen wassergesättigt, sondern auch die Zelllumina wieder völlig wassergefüllt sind. Diese und andere Beobachtungen führen Verf. zu der Ansicht, dass der Schleudermechanismus der Makrosporangien auf dem Kohäsionszug des Zellsaftes beruht, während die definitive Gestalt ihrer Klappen nach vollständigem Austrocknen teils durch Verkürzung ihrer Aussenmembran, teils durch das Bestehenbleiben ihrer Faltung bedingt ist.

Der Schleudermechanismus der Mikrosporangien ist im Vergleich zu dem der Makrosporangien von kunstloser Ursprünglichkeit. Die Energie zum Abschleudern der Mikrosporen entnimmt die Natur, wie bei den Annuluszellen der Farne, lediglich der Elastizität der verdickten Zellmembranen in dem Augenblick, wo sie beim Riss der Zellflüssigkeit zurückschnellen.

7. **Schwendener**, S. Über den Öffnungsmechanismus der Makrosporangien von *Selaginella*. (Sitzungsber. d. Akad. d. Wiss. zu Berlin, 1902, p. 1056—1059, mit 2 Textfiguren.)

Veranlasst durch die oben besprochene Arbeit von Steinbrinck, hat Verf. den Schleudermechanismus der Makrosporangien von *Selaginella* einer orientierenden Prüfung unterworfen. Lässt man einen Schnitt durch den kleinzelligen Teil der Klappe auf dem Objektträger austrocknen, so krümmt sich derselbe nach aussen konkav, und zwar ohne Zuckungen. Die Aussenwände der Zellen wölben sich hierbei papillenartig vor. Bei Zusatz von Wasser kehrt der Schnitt in die frühere Lage zurück. Der sog. Kahn der aufgesprungenen Sporangien, dessen Kiel ebenfalls kleinzellig ist, zeigt auf Durchschnitten ähnliche Bewegungen. Die hygroskopische Empfindlichkeit solcher Schnitte ist so gross, dass schon ein ein- bis zweimaliges Anhauchen eine deutliche Bewegung veranlasst, die freilich sofort wieder zurückgeht.

Digitized by Google

Die Vorwölbung der Aussenwand beim Austrocknen beweist klar, dass hierbei eine Kohäsionswirkung des flüssigen Inhalts ausgeschlossen ist und dass diese Wand an der Bewirkung der Bewegung überhaupt keinen Anteil hat, sich vielmehr rein passiv verhält. Da ferner auch die Radialwände nicht beteiligt sein können, so bleibt nur übrig, die Krümmungsursache in die Innenwände zu verlegen. An dünnen Schnitten, denen die Aussenwand stellenweise fehlt, lässt sich in der Tat experimentell nachweisen, dass auch hier die Krümmung in normaler Weise stattfindet.

Ob neben den hygroskopischen Erscheinungen auch noch Kohäsionswirkungen vorkommen, zu denen z. B. die von Steinbrinck erwähnten Zuckungen zu rechnen wären, lässt Verf. dahingestellt. Der eine Vorgang schliesst ja den andern nicht aus; nur das gleichzeitige Zusammenwirken in der nämlichen Zelle ist allerdings undenkbar und auch bei einem grösseren Zellverbande nicht gerade wahrscheinlich.

Steinbrinck geht nach der Ansicht des Verfs. viel zu weit, wenn er überall seinen Kohäsionsmechanismus auf Vorgänge zu übertragen versucht, die man bis dahin — und zum guten Teil mit ausreichender Begründung — als hygroskopische zu betrachten gewohnt war. Von den „Zuckungen" abgesehen, mit welchen die Schrumpfung der Membranen überhaupt in keinem Zusammenhange steht, spielt die Kohäsion des flüssigen Zellsaftes bei den verschiedenen Bewegungsmechanismen offenbar nur selten eine massgebende Rolle. Die Entscheidung darüber, bei welchen Objekten dieses aussergewöhnliche Verhalten tatsächlich vorkommt, bleibt weiteren Untersuchungen vorbehalten.

8. **Briggs, L. J.** and **Lapham, M. H.** Capillary studies and filtration of clay from soil solutions. (Bull. 19. Bureau of Soils, U. S. Dep. of Agric., 1902.)

Salzlösungen erhöhen im allgemeinen nicht das kapillare Emporsteigen des Wassers im Boden. Nur konzentrierte Lösungen vermehren beträchtlich die Kapillaritätsintensität. Das kapillare Emporsteigen des Wassers ist in feuchtem Boden viel grösser als in lufttrockenem Boden bei Beginn des Versuchs.

Um suspendierten Lehm aus dem Bodenwasser zu entfernen, empfiehlt Verf. einen porösen Filter in Verbindung mit einer Kompressionspumpe.

9. **Hedgcock, George G.** The relation of the water content of the soil to certain plants, principally Mesophytes. (Bot. Surv. of Nebraska, VI, Studies in the veget. of the state, II). Lincoln, Nebraska, 1902, 8°, 79 pp.

Der physikalische Wassergehalt im Boden ist direkt proportional seiner Wasseraufnahmekapazität. Diese hängt vornehmlich von der Schwere, der Kapillarität und der im Boden herrschenden Oberflächenspannung, sowie von der an seiner Oberfläche stattfindenden Verdunstung ab.

Der physiologische Wassergehalt im Boden ist direkt proportional dem physikalischen Wassergehalt und umgekehrt proportional dem Gehalt an hygroskopischem Wasser. Die Kraft, mit der die Pflanze dem Boden Wasser entzieht, hängt von der Anpassungsfähigkeit und Lebenskraft derselben ab. Die Art, Qualität und Struktur des Bodens, sowie seine Lösbarkeit sind wichtige Faktoren für die Bestimmung der Grenze des physiologischen Wassers.

Der Gehalt des Bodens an Wasser, das der Pflanze keinen Nutzen gewähren kann, hängt von der Aufnahmefähigkeit der Pflanze ab. Diese ist eine inhärente Eigenschaft der Pflanze und zeigt sich sowohl im anatomischen Bau als auch in ihrer Anpassungsfähigkeit und der Lebenskraft ihres Plasmas. Die Zusammensetzung und die Struktur des Bodens beeinflusst die Fähigkeit der

Digitized by Google

Pflanze, dem Boden Wasser zu entnehmen. Die Lebenskraft der Pflanze wird verringert, wenn der Grad von Licht, Wärme und Feuchtigkeit sich stark von dem für die Pflanze in Betracht kommenden Optimum entfernt. Auf diese Weise sind die genannten physikalischen Faktoren indirekt die Ursache für Zu- oder Abnahme des Betrages der nichtnutzbaren Wassermenge des Bodens. Die Grenze des physiologischen Wassers ist direkt proportional der Quadratwurzel aus dem Gehalt an den löslichen Salzen des Bodens.

Der Wassergehalt in den Geweben der Pflanze ist gewöhnlich in den Sämlingen am grössten und nimmt schrittweise ab, wenn die Pflanzen älter werden. Die Pflanzenindividuen, welche die höchsten Wasserprozente aufweisen, sind nicht notwendigerweise die gesündesten, da die kräftigsten Pflanzen weniger Wasser enthalten als weniger üppige. Schattenpflanzen und Pflanzen, welche die Feuchtigkeit lieben, haben einen relativ hohen Wassergehalt, der wahrscheinlich mit der geringen Entwickelung des Gefässsystems zusammenhängt. Pflanzen, die auf verschiedenen Bodenarten wachsen, zeigen den höchsten Wassergehalt, wenn sie auf Sand wachsen, es folgen dann die auf Lehm, Salzboden, Ton, Löss und Humus gewachsenen. Die wasserreichen Pflanzen werden leichter von Pilzen befallen als die wasserarmen.

Die Mesophyten verlieren, wenn sie erst welken, anscheinend dieselbe Wassermenge wie der Boden. Dies dürfte anzeigen, dass die Pflanze wenig oder gar kein Wasser aus dem Boden aufnimmt, nachdem sie intensiv zu welken begonnen hat, und dass das Wurzelsystem schon an den Spitzen abzusterben beginnt. Hydrophyten verlieren wahrscheinlich an Wassergewicht schneller als der Boden. Xerophyten verlieren nur sehr langsam an Gewicht, wenn sie der Dürre ausgesetzt sind; einige können das meiste Wasser noch in ihren Geweben zurückhalten, nachdem schon das Substrat lufttrocken geworden ist. Die Zähigkeit, mit der das Wasser im Boden zurückgehalten wird und der Absorption durch die Wurzelhaare widersteht, ist für die verschiedenen Bodenarten verschieden. Nach den Versuchen des Verfs. ergibt sich in Rücksicht hierauf die folgende fallende Reihe: Salzboden, Humus, Lehm, Löss, Ton, Sand. Die hauptsächlichsten Faktoren für diese Verschiedenheit dürften die Kapillarität, die Oberflächenspannung und die wechselnde Konzentration des gelösten Bodens sein.

Der Wassergehalt in absterbenden Pflanzen variiert nicht nur mit der Art, sondern auch mit dem Individuum. Sämlinge sterben mit einem grösseren Wassergehalt in ihren Geweben als ältere Pflanzen und lassen einen grösseren Vorrat von nichtnutzbarem Wasser im Boden. Reife Pflanzen enthalten beim Absterben das Minimum des Wasserprozents. Schattenpflanzen und solche, die in feuchter Luft wachsen, sterben bei einem höheren Wassergehalt sowohl des Bodens als auch der Pflanze. Trockenheit der Atmosphäre beeinflusst die wachsende Pflanze in der Weise, dass sie bei einem etwas tieferen Wassergehalt des Bodens zu leben vermag. Rosettenpflanzen mit Hinneigung zum Xerophytencharakter enthalten weniger Wasser in ihren Geweben, wenn sie absterben, als Rosettenpflanzen mit mehr Hydrophytencharakter, und können auch erst bei geringerem Feuchtigkeitsgehalt des Bodens absterben. Dieselben Beobachtungen wurden auch für die beiden Pflanzengruppen an noch nicht ausgewachsenen Stengeln gemacht.

Da Wärme- und Lichtgrade, die über oder unter dem Optimum liegen, die Pflanze ungünstig beeinflussen, so vermehren sie das nichtnutzbare Wasser.

Wenn die relative Feuchtigkeit der Luft bedeutend zunimmt, so erleiden

Digitized by Google

die Blätter eine Vergrösserung, die Wurzeln dagegen eine Hemmung. Bringt man eine Pflanze plötzlich aus sehr feuchter Luft in relativ trockene, so tritt bald der Tod ein, besonders wenn der Boden gleichzeitig trockener wird. In beiden Fällen stirbt die Pflanze bei einer höheren Grenze für das nichtnutzbare Wasser. Sehr hohe Bodenfeuchtigkeit bewirkt bei den Mesophyten gleichfalls eine Hemmung des Wurzelsystems und erhöht so die Grenze für das nichtnutzbare Wasser. Wenn Mesophyten von stark ausgesprochener Hinneigung zum Hydrophytenhabitus in trockenen Boden oder wenn Hydrophyten in feuchten Boden gebracht werden, so scheinen sie sich teilweise den neuen Verhältnissen anpassen zu können und gehen erst bei einer tieferen Grenze für das nichtnutzbare Wasser des Bodens ein, als unter normalen Bedingungen. Pflanzen, die an volles Sonnenlicht gewöhnt sind, werden durch Schatten in der Weise beeinflusst, dass sie bei einer höheren Grenze für das nichtnutzbare Wasser sterben. Der Grund hierfür kann wohl in verschiedenen Umständen gesucht werden.

Auch die Zusammensetzung und Beschaffenheit des Bodens ist auf die Menge des nichtnutzbaren Wassers von Einfluss, wie aus dem schon oben Gesagten hervorgeht.

Pflanzen, die infolge von Dürre stark welken, können, wenn sie durch Begiessen etwas wiederbelebt werden, nicht soviel Wasser aus dem Boden aufnehmen, als wenn sie ohne dies absterben. Dies wird anscheinend durch den Verlust der Wurzelhaare zur Zeit der Trockenfrist bedingt. In der Natur wird daher ein Regenfall, der die Pflanzen erfrischt, aber nicht genügend Wasser dem Boden zuführt, um ihre Wurzelhaare zu erneuern, der Pflanze nur dadurch länger zu leben gestatten, dass er die starke Verdunstung verringert.

Die Fähigkeit, dem Boden Wasser zu entziehen, variiert in ansteigender Skala von den Hydrophyten durch die Mesophyten zu den Xerophyten. Die Grenze des nutzbaren Wassers hängt im allgemeinen für eine Pflanze von den physikalischen Standortsverhältnissen ab. Doch variiert sie von Art zu Art, ja von Individuum zu Individuum.

Beim Absterben krautiger Pflanzen infolge von Trockenheit, halten sich die Vegetationspunkte oder unreife Früchte am längsten frisch. Die Zellen dieser Teile müssen durch ihre chemische und physikalische Beschaffenheit also am besten befähigt sein, Wasser zurückzuhalten.

10. **Jantzen, Marx.** Recherches expérimentales sur les causes de l'ascension de la sève dans les arbres et sur le contre-courant capillaire. (Videnskabelige Meddelelser fra den naturhistoriske Forening i Kjöbenhavn for Aaret 1902, p. 867—888, mit 2 Tafeln.)

Verf. hat eine Anzahl von Versuchen mit Flüssigkeiten in befeuchteten Glasröhren angestellt und formuliert auf der Grundlage seiner Versuche eine Theorie des Saftsteigens, die darauf hinausgeht, dass für die durchgehende Wasserbewegung nur der normale Luftdruck und die Transpirationssaugung nötig sind. In den Gefässen soll in der Mitte ein mit Luft unterbrochener aufsteigender Wasserstrom sich bewegen, während an den Wänden ein steter, absteigender „kapillärer Gegenstrom" sich befinden soll. Porsild.

11. **Krogh, Aug.** Hr. M. Jantzen's Saftstigningstheori. En Kritik. (Videnskabelige Meddelelser fra den naturhist. Forening i Kjöbenhavn for Aaret 1902, p. 451—464, mit englischem Résumé.)

Verf. kritisiert alle Versuche sehr eingehend und zeigt, dass sie teils nicht neu sind, teils für die Sache nichts sagen, teils sogar falsch gedeutet

Digitized by Google

sind, z. B. existiert der „kapilläre Gegenstrom“ gar nicht. Die von Jantzen nach seinen Experimenten gefolgerten Schlüsse sind nach Verf. mit sowohl physikalischen als physiologischen Tatsachen im Streit, und die ganze Abhandlung liegt nach letzterem Verf. ausserhalb der wissenschaftlichen Literatur.

Zum Schluss teilt Verf. einige Bemerkungen über die Fragestellungen bei derartigen Untersuchungen mit und gibt Andeutungen, wie die Frage über den Ursprung und das Schicksal der Gefässluft leicht zu lösen ist.

Porsild.

12. **Copeland, Edwin Bingham.** The rise of the transpiration stream, an historical and critical discussion. (Bot. G., XXXIV, 1902, p. 161—198, 260 bis 288, with 1 fig.)

Eine umfassende Zusammenstellung der Literatur über das Saftsteigen.

13. **Kosaroff, P.** Untersuchungen über die Wasseraufnahme der Pflanzen, II. Die Absorptionsfähigkeit der Wurzeln unter anormalen Bedingungen. (Beih. z. Bot. Centralbl., XII, 1902, p. 293—303.)

Die Arbeit ist eine Fortsetzung der im vorjährigen Bericht besprochenen Untersuchung (vergl. Bot. Jahrb., XXIX, 1901, II, p. 195). Die gewonnenen Resultate sind die folgenden:

1. Pflanzen mit abgekühlten Wurzeln ändern unter der Einwirkung von Giftlösungen verschiedener Art und Konzentration sehr wenig ihre Absorption. Lösungen, welche die Wasseraufnahme bei Zimmertemperatur stark deprimieren, üben nur einen unbedeutenden Einfluss auf die Absorptionstätigkeit der bis 0^0 abgekühlten Wurzeln.
2. Die Wasseraufnahme der Pflanzen, deren Wurzeln vorher schwach vergiftet oder betäubt waren, ändert sich nicht oder nur wenig mit der Abkühlung bis 0^0. Dagegen deprimiert eine Abkühlung der Wurzeln normaler Pflanzen sehr stark ihre Absorption.
3. Die Wasseraufnahme einer Pflanze mit schwach vergifteten Wurzeln bleibt bei der Wirkung von Giftlösungen anderer Art unverändert, wird vermindert oder gesteigert, je nach der Qualität und Konzentration der zuletzt angewandten Lösung.

Diese Versuchsergebnisse zeigen, dass bezüglich der äusseren Faktoren die Pflanzen manchmal genau so reagieren, wie die Tiere.

14. **Molisch, Hans.** Über lokalen Blutungsdruck und seine Ursachen. (Bot. Zeitung, LX, 1902, I. Abt., p. 45—68.)

Verf. untersuchte zunächst den infolge von Verwundung hervorgerufenen lokalen Blutungsdruck, auf den Th. Hartig aufmerksam gemacht hat. Er konnte feststellen, dafs nicht die Zersetzung des Holzes und nicht die Verkernung desselben, sondern das infolge der Verwundung und des daraus resultierenden Wundreizes entstehende Überwallungsgewebe die Quelle des osmotischen Herdes ist. Infolge der Verwundung wird das Kambium sowie die parenchymatischen Elemente des Holzes und der Rinde zu erhöhter Tätigkeit veranlasst, lebhafte Zellteilung und energisches Wachstum steuern darauf los, die Wunde auszuheilen. Diese erhöhte Aktivität geht Hand in Hand mit einer solchen Steigerung des Turgors der Zellen, dass aus derselben oft unter einem geradezu ganz kolossalen Druck bis etwa 9 Atmosphären Wasser ausgepresst wird, aber nicht in grosser Menge. In einigen Versuchen betrug die ausgeschiedene Saftmenge in offenen Manometern etwa 10—20 ccm pro Jahr. Von grosser Wichtigkeit ist, dass dieser Überdruck nur in der Umgebung der Wunde auftritt; an anderen Stellen des Baumes herrscht negativer Druck. Verfasser

Digitized by Google

kommt zu dem Schluss, dass der Blutungsdruck von dem auf hoher Lebensenergie stehenden Wundgewebe ausgeht und mit jenem Komplex von vitalen Vorgängen, die wir kurz als Wundheilung bezeichnen, eng zusammenhängt. Dass der Wurzeldruck bei dem Bluten aus Bohrlöchern nicht (direkt) beteiligt ist, geht schlagend daraus hervor, dass es auch in Bohrlöchern dicker unbewurzelter Stammstücke zur Blutung mit relativ nicht unbeträchtlichen Drucken kommen kann.

Die von Verf. mitgeteilten Tatsachen liefern auch den Beweis, dass die bisher mit Manometern durchgeführten quantitativen Druckbestimmungen in der Pflanze mit der grössten Vorsicht zu deuten sind. Solche Versuche wurden ja immer in derWeise ausgeführt, dass man in ein Bohrloch ein Manometer einsetzte. Es wurde also immer damit eine Wunde geschaffen und diese konnte die Veranlassung zur Schaffung eines lokalen Stammdruckes werden. Der angezeigte Druck galt dann bloss für den Wundherd, nicht aber für die weitere Umgebung.

Sodann kritisiert Verf. die Versuche Figdors über die Erscheinungen des Blutungsdruckes in den Tropen. Er widerspricht der Interpretation der immer positiven und oft sehr hohen Drucke. Sie waren nach Verf. keine normalen, sondern pathologische, sie waren durch den Wundreiz und die damit hervorgerufene Wundheilung veranlasst. Die von Figdor beobachteten Drucke waren rein lokal, auf das Bohrloch und seine nächste Umgebung beschränkt.

Auch die Versuche von C. Kraus (Flora, 1881) beziehen sich, nach der Ansicht des Verfs., auf unnormale Verhältnisse. Einerseits können durch den in der Umgebung der Schnittflächen geschaffenen Wundreiz, andererseits durch die vollständige Aufhebung der Transpiration osmotische Drucke von solcher Höhe entstehen, dass es in vielen Fällen zur Ausscheidung von Saft kommt.

Verf. zeigt ferner, dass die Versuche von Pitra (Pr. J., 11, 1878) auch gelingen, wenn man die mit Wasser nur benetzten Zweige in dunstgesättigtem Raume einstellt. Es tritt dann schon nach 2—5 Tagen ein deutliches, wenn auch nicht sehr ergiebiges Bluten ein.

Schliesslich weist Verf. darauf hin, dass auch bei der Sekretion des „Palmweins" ein länger andauernder Wundreiz Veranlassung zum Bluten gibt.

15. **Halsted, Bryon D.** Weeping Tomatoes. (Torreya, I, 1901, p. 180 bis 181.)

Die Wurzelstöcke abgeschnittener Tomaten zeigen ein beträchtliches Bluten.

16. **Schinz, Hans.** Botanische Kapitelvorträge. I. Die Transpiration der Pflanzen. (Schweiz. pädag. Zeitschr., X, p. 47—61, 104—112, mit 12 Figuren.)

17. **Barnes, C. R.** The significance of transpiration. (Science, N. S., XV, 1902, p. 460.)

Auf dem Meeting Bot. Centr. States gehaltener Vortrag.

18. **Buscalioni, L. e Pollacci, G.** Ulteriori ricerche sull'applicazione delle pellicole di collodio allo studio di alcuni processi fisiologici delle piante ed in particolar modo della traspirazione vegetale. (Atti R. Istit. botan. Pavia, N. Ser., vol. VII, 48 p., 2 Taf.)

Die früheren Versuche, mittelst Kollodiumhäutchen einige physiologische Vorgänge an den Pflanzen zu verfolgen (vergl. Bot. Jahrb., XXIX, II, p. 245), wurden in der Folge erweitert und vervollkommnet; ganz besonders wurde, für besondere Fälle, eine Celloidinlösung unter Zugabe bestimmter Salze, in

Digitized by Google

gleicher Weise, benützt. Die hier ausführlich mitgeteilten Ergebnisse beziehen sich:

a) auf die Transpiration ganz bestimmter Organe (Blüten, Blattorgane, Stengel) im allgemeinen;
b) auf die Transpiration durch die Kutikula;
c) auf jene mittelst der Spaltöffnungen.

Aus den Versuchen hierüber ergab sich, dass die Methode sehr geeignet erscheint zu einem Studium der Spaltöffnungs-Transpiration von Blättern und Blüten. Weniger ersichtlich war diese Methode bei den analogen Vorgängen an Stengeln.

Die Tatsachen erhellten aber verschiedene Modalitäten bei der Verdunstung mittelst Spaltöffnungen. Man bemerkt zuweilen eine leichte Trübung nur des Spaltöffnungsmundes, der antiklinalen Wände der Spaltöffnungen und manchmal auch der diese umgebenden Zellen. Nicht selten wird diese Trübung noch begleitet von einer Hauchbildung entsprechend den tangentialen Wänden der Spaltöffnungszellen, woraus hervorginge, dass die Transpiration, wenn auch in geringem Grade, noch kutikulär sei. Andere Pflanzen zeigten diesbezüglich auch ein anderes Verhalten; namentlich deutlich war der Unterschied zwischen Wasserpflanzen und xerophilen Gewächsen. Auch die verschiedenen Tagesstunden blieben nicht ohne Einfluss auf den Vorgang.

Weiter wurden:

d) der Einfluss von Licht und Finsternis auf die Spaltöffnungszellen;
e) der Einfluss des Eintrocknens auf die Transpiration der Spaltöffnungen;
f) der Einfluss mechanischer Streckung auf die Spaltöffnungen;
g) die Hydathoden und Lenticellen;
h) der Einfluss von Äther und anderen Dämpfen auf die Transpiration;
i) der Zellbau bewegungsfähiger und im Wachstum begriffener Organe in Betracht gezogen.

Die Schlussfolgerungen der Verff. lauten: Die Versuche bestätigen einerseits die Untersuchungen Stahls (1894) und ergänzten andererseits manches feinere Detail der letzteren. Die Kollodiumhäutchen ermöglichen erhebliche Differenzen bezüglich der Transpirationsintensität verschiedener Zonen der Blumenblätter, der Laubblätter und der Stengel festzustellen. Wertvolle Ergebnisse lieferten sie auch betreffs der Lenticellen und der Hydathoden, von welchen die letzteren gewöhnlich am lebhaftesten dann transpirieren, wenn sie kein Wasser ausscheiden.

Es wurde ferner nachgewiesen, dass es eine eigene Transpirationsform gibt, die man als stomato-kutikulär bezeichnen könnte, weil sie nicht allein durch die Spaltöffnung, sondern auch durch die ziemlich durchlässigen Wände der Spaltöffnungszellen vor sich geht.

Die Methode eignet sich in vorzüglicher Weise zu histologischen Untersuchungen über die Bewegungen eines bestimmten Organs, ferner zu Beobachtungen der Mikromyceten, welche auf verdorbenen Organen wachsen, zuletzt auch bei Untersuchungen wenig zugänglicher Teile, als Einbuchtungen, Krypten u. dergl.

Zwar bleibt es nicht ausgeschlossen, dass die Methode ihre Mängel hat, doch lassen sich letztere, bei fortgesetzter Übung mit Aufmerksamkeit beseitigen. Zunächst muss die Kollodiumschichte überall gleichmässig aufgetragen sein. Der ungleiche Bau benachbarter Epidermiszellen von gefleckten Blättern (*Coleus*, *Erythronium*, Blumenblättern von *Phlox*, *Dianthus* etc.) bedingt

Digitized by Google

ungleiche Refraktionserscheinungen, die man für Trübung, durch Transpiration bedingt, halten könnte.

Selten — wie bei *Phormium tenax* — ist der Kutikularbau Ursache einer Trübung. Auch legen sich Wachskörnchen, selbst nach vorhergegangenem Auswaschen mit Äther, dem Kollodiumhäutchen an, und ähneln der durch Wasserdunst bewirkten Trübung der letzteren.

Immerhin bleiben aber, in mikroskopischen Präparaten von Häutchen die Details bezüglich der kutikulären und der Spaltöffnungstranspiration dauernd eingedrückt, ebenso auch die Feinheiten in dem Zellbau. Die Präparate lassen sich, zwischen zwei mit Paraffin verschlossenen Gläsern auf längere Zeit in unveränderter Klarheit erhalten.

Die vorgenommenen Experimente wurden jedesmal mit Versuchen mittelst der Kobaltmethode kontrolliert. Solla.

19. **Curtis, Carlton C.** Some observations on transpiration. (B. Torr. B. C., XIX, 1902, p. 860—878.)

An wolkigen und stürmischen Tagen, an denen das Tageslicht möglichst gleichartig ist, zeigte die Transpirationskurve ein ausgesprochenes Maximum in der Nähe von Mittag. Ebenso bewiesen Versuche bei elektrischer Beleuchtung unter gleichen äusseren Bedingungen, dass die Transpiration mehrerer Pflanzen eine Periodizität besitzt. Verf. zeigt, dass diese mit der Periodizität im Öffnen und Schliessen der Spaltöffnungen zusammenhängt.

Vergl. auch Ref. No. 131 und No. 182.

20. **Holtermann, Carl.** Anatomisch-physiologische Untersuchungen in den Tropen. (Sitzungsber. d. Akad. d. Wiss. zu Berlin, 1902, p. 656—674, mit 4 Textfig.)

Verf. gibt einen kurzen, vorläufigen Bericht über die auf seiner Forschungsreise nach Ceylon gemachten Untersuchungen. Er weist zunächst auf die klimatischen Bedingungen hin, die in Ceylon herrschen, und fügt hieran allgemeine Beobachtungen pflanzengeographischer Art. Etwas eingehender wird sodann der Laubfall bei tropischen Bäumen und, im Zusammenhang hiermit, die Bildung von Jahresringen behandelt.

Verf. hat ferner Untersuchungen über die Transpiration der Pflanzen in den Tropen ausgeführt. Zu denselben wurden ausschliesslich Topfgewächse verwendet; die Transpirationsgrösse wurde durch Wägungen bestimmt; die Pflanzen wurden während der Messungen in verschlossenen Zinkbehältern aufgehoben. Um soweit wie möglich die natürlichen Standortsverhältnisse nachzuahmen, wurden die Pflanzen an Orte versetzt, die den ursprünglichen Bedingungen entsprachen; im übrigen wurden die Experimente sowohl in der Sonne als auch im Schatten ausgeführt. Im ganzen wurden etwa 40 verschiedene Pflanzen verwendet. Verf. gibt zur Illustration genauere Daten für *Asplenium Nidus avis*, *Cymbidium bicolor* und *Alstonia scholaris*. Aus diesen ist ersichtlich, dass es mit grossen Schwierigkeiten verknüpft ist, einen Vergleich zwischen der Transpirationsgrösse der Pflanzen in den Tropen und in Europa anzustellen. Der Satz, „dass die Transpiration der Gewächse in dem feuchtwarmen Tropenklima mindestens um das Zwei- bis Dreifache geringer ist als bei Pflanzen, die in unserm mittel-europäischen Klima gedeihen", bestätigt sich jedenfalls an vielen Tagen, d. h. wenn es in den Tropen nebelig und in Mittel-Europa warm und sonnig ist. Aber sonst findet in den Tropen zu gewissen Stunden eines klaren Tages eine Transpiration statt, die unzweifelhaft weit grösser als in Europa ist. Doch ist nach den Versuchen von Verf. die

Digitized by Google

Gesamttranspiration einer tropischen Pflanze in 24 Stunden geringer als in Europa. Dass die Transpiration in den trockeneren Gegenden Nord-Ceylons ganz erheblich grösser ist als in dem feuchtwarmen Klima, braucht kaum besonders hervorgehoben zu werden.

Im Anschluss an die Erörterung der Transpiration teilt Verf. einige Beobachtungen mit, die sich auf das Wassergewebe beziehen. Bei mehreren Pflanzenarten gelingt es leicht, dieses Gewebe, entsprechend dem Standort zu modifizieren. Es zeigt sich bei ihnen die direkte Bewirkung im Sinne Nägelis mit einer erstaunlichen Schnelligkeit. Ähnliches gilt für einige Mangrovepflanzen. Die im botanischen Garten zu Peradeniya in Kultur genommenen Arten zeigten im Bau ihrer Blätter grosse Veränderungen: die Kutikula wurde bedeutend dünner, die Schleimzellen verschwanden, die Spaltöffnungen waren zum Teil gar nicht eingesenkt und das Wassergewebe bildete sich nur kümmerlich aus.

21. **Bledgett, Frederick H.** Transpiration of rust-infested *Rubus*. (Torreya, I, 1901, p. 84—85.)

Von Rost befallene *Rubus*-Zweige welken leichter als gesunde.

22. **Crittenden, Marriott.** Testing arid-land plants. (Popular Science News, XXXVI, 1902, p. 198, 1 fig.)

Beschreibung eines Apparates zum Messen der geringen Transpirationsgrössen von Kakteen u. a. Xerophyten.

28. **Devaux, H.** Sur une action permanente qui tend à provoquer une tension négative dans les vaisseaux du bois. (C. R., Paris, 184, 1902, p. 1866 bis 1869.)

Verf. weist nach, dass es ausser dem durch die Transpiration veranlassten negetiven Luftdruck in den Gefässen noch einen anderen gibt, der seinen Grund in der Respiration hat. Dieser ist zwar an Intensität geringer, aber wirkt beständig in gleichem Sinne.

24. **Steinbrinck, C.** Über Auftreten und Wirkungen negativer Flüssigkeitsdrucke in Pflanzenzellen. (Physikalische Zeitschrift, II, 1900—1901, p. 493 bis 496, mit 2 Textfig.)

In dem zusammenfassenden Referat über den im Titel genannten Gegenstand werden besonders die einschlägigen Arbeiten von Askenasy sowie die eigenen Untersuchungen des Verf. besprochen.

25. **Lepeschkin, Wladimir.** Die Bedeutung der Wasser absondernden Organe für die Pflanzen. (Flora, XC, 1902, p. 42—60.)

Verf. hält es nach seinen Untersuchungen für nicht gerechtfertigt, eine Unentbehrlichkeit der Hydathoden für die Pflanzen zu behaupten. Einerseits ist ihre Bedeutung als die Injektion verhütende Organe nicht wesentlich. Die Pflanzen leiden nicht, wenn die Injektion der Intercellularen durch Verhinderung der Wasserausscheidung (Entfernung der Hydathoden) hervorgerufen wurde. Dies wurde noch besonders dadurch erwiesen, dass keine merkliche Beeinträchtigung der Atmung oder Assimilation dabei beobachtet wurde. Andererseits ist der direkte Nutzen, den diese Organe der Pflanze dadurch bringen könnten, dass sie in gewissen Fällen einen der Versorgung der Pflanze mit Nährsalzen befördernden Wasserstrom verursachen, Wasseraufnahme ermöglichen etc., nicht von Bedeutung. Dementsprechend sehen wir, dass viele Pflanzen besonders konstruierter Wasser ausscheidender Organe ganz entbehren und das Wasser bei stattfindender Injektion der Intercellularen aus den gewöhnlichen Spaltöffnungen sezernieren. Wir könnten also die Hyda-

Digitized by Google

thoden nur als Organe betrachten, deren Vorhandensein zur Zeit weniger durch ihre Notwendigkeit selbst, als vielmehr durch die Erblichkeit bedingt wird.

26. **Haupt, Hugo.** Zur Sekretionsmechanik der extrafloralen Nektarien. (Flora, XC, 1902, p. 1—41.)

Der Beginn der Absonderung in extrafloralen Nektarien ist von einem gewissen Alter der Sekretionsorgane, sowie von ausreichender Feuchtigkeit abhängig. Gesteigerte Luftfeuchtigkeit beschleunigt dann wesentlich die Wassersekretion, während die ausgegebene Zuckermenge konstant bleibt. In vielen Fällen kehrt die Zuckersekretion nach dem Entfernen des Zuckers wieder, in anderen, häufigeren Fällen hört sie alsdann völlig auf; die Wasserversorgung der Nektarien erfolgt hier demnach nur durch die osmotische Wirkung. Endlich kehrt in bestimmten Fällen nach dem Entfernen des Nektars zwar keine Zuckersekretion, wohl aber eine aktive Wasserauspressung wieder, wir haben es also hier mit Übergängen zu Hydathoden zu tun, und es kommt für die Wasserversorgung dieser Nektarien eine Drucksekretion neben der durch osmotische Wirksamkeit in Frage.

Das Licht gewinnt nur in wenigen, ganz speziellen Fällen direkten Einfluss auf die Nektarsekretion, nämlich bei *Vicia* und *Euphorbien*, wo ganz unabhängig von der Assimilation, durch die schwächer brechbaren Strahlen des Spektrums, die Sekretion veranlasst wird. Verdunkelte Nektarien dieser Pflanzen sondern infolge korrelativer Beeinflussung ab, wenn die übrige Pflanze hell beleuchtet wird.

Für den Sekretionsbeginn bedarf es ferner einer, für die einzelnen Pflanzen verschiedenen Minimaltemperatur. Schon aktive Nektarien setzen die Sekretion auch unterhalb dieser Grenze, obwohl verlangsamt, fort.

Die Sistierung der Sekretion und die häufig mit ihr verbundene Resorption des Zuckers nach innen wird durch den mit dem Alter sich ändernden Stoffwechsel beeinflusst. Sie unterliegt also, genau wie die Schaffung und lokale Anhäufung des Zuckers im Nektariumgewebe, lediglich der Steuerung durch eine Summe innerer Faktoren in der Pflanze; nur bei *Vicia* und *Euphorbien* bewirkt der äussere Einfluss des Lichtmangels die Resorption. Ist die Disposition zur Resorption einmal vorhanden, so nimmt die Pflanze durch die Nektarien auch schwache, ihr künstlich gebotene Zuckerlösung auf.

II. Wachstum.

27. **Halstedt, Byron D.** On the behavior of mutilated seedlings. (Torreya, II, 1902, p. 17—19.)

Verf. hat Sämlingen (Radieschen, *Ipomoea purpurea*, *Helianthus annuus* u. a.) bald nach ihrem Aufgehen die Plumula fortgeschnitten und nun ihr weiteres Wachstum studiert. In allen Fällen verlängerte sich das hypokotyle Glied beträchtlich. Die Kotyledonen erreichten meistens eine viel kräftigere Ausbildung und blieben bedeutend länger am Leben als unter gewöhnlichen Bedingungen. Das Wurzelsystem wurde im ganzen weniger beeinflusst.

28. **Cieslar, A.** und **Janka, G.** Studien über die Qualität rasch erwachsenen Fichtenholzes. (Separatabdr. a. d. „Centralbl. f. d. ges. Forstwesen," 1902, Heft 8/9.) Wien, 1902, 69 p., 8, mit 8 Textfiguren.

Die Untersuchungen beziehen sich auf die sehr rasch erwachsenen

Digitized by Google

Fichten des den Grafen Henckel-Donnersmark gehörigen Forstverwaltungsbezirks Lölling, die durch ihre ausserordentliche Massenproduktion die Aufmerksamkeit der Forstwirte auf sich gezogen haben. Der forstbotanische Teil der Studie ist von Cieslar bearbeitet. Die Details werden in zahlreichen Tabellen mitgeteilt. Aus ihnen geht hervor, dass die genannten Fichten ein spezifisch sehr leichtes Holz führen. Die vorherrschenden Fichten stehen mit ihren spez. Trockengewichten von 88,7 und 85,0 ziemlich weit unter der gewohnten Qualitätsgrenze des Fichtenholzes. Die mitherrschenden Stämme, welche den ersteren gegenüber in der Massenproduktion weit zurückstehen, führen etwas schwereres Holz. Das geringe Gewicht des Holzes wird besonders durch den auffallend kleinen Gehalt an Festigungsgewebe (Herbstholz), ferner aber auch durch die Weite seiner Tracheïden bedingt; das Holz ist grobfaserig. Ein weiteres Moment, welches die Qualität der rasch erwachsenen Löllinger Fichten beeinträchtigt, ist deren hohe Ästigkeit. Aus diesem Befunde ergibt sich, dass die in Lölling angewandte weitständige Kultur nur Holz geringerer Qualität zu liefern imstande ist. Beabsichtigt man qualitätsmässiges Fichten-Nutzholz zu erziehen, so wird man eines engeren Schlusses schon von Jugend an nicht entraten können.

Der II., technologische Teil ist von Janka bearbeitet. Auch hier sind die Einzelergebnisse in Tabellen zusammengestellt. Aus diesen ergibt sich u. a. der bemerkenswerte Satz, dass das spezifische Gewicht nicht immer einen verlässlichen Qualitätsmesser darstellt; das starke Auftreten von sog. Rotholz erhöht das spez. Gewicht, ohne gleichzeitig dem Holze eine entsprechende Festigkeit zu verleihen. Ferner zeigte sich, dass an den untersuchten Fichtenstämmen die Schwindung mit der Grösse des spez. Gewichtes und der Verminderung der Jahrringbreite Hand in Hand geht. Auch die Ästigkeit der Holzproben drückt nicht nur die absolute Festigkeit des Holzes herab, sondern sie vermindert auch dessen relative Qualität infolge der Erhöhung des spez. Gewichtes bei sinkender Festigkeit. Da die Ästigkeit eine naturgemässe Folge des lichten Bestandschlusses ist, erscheint es bedenklich, die Fichte im weiten Verbande zu pflanzen und im lichten Schlusse zu halten. Ziemlich geringwertig ist aber auch das Holz der unter Druck erwachsenen Fichtenstämme, wobei zu der technischen Minderwertigkeit auch noch die zu Nutzholz ganz ungeeigneten Dimensionen derartig schwacher Hölzer kommen. Das verhältnismässig beste Holz produziert die Fichte somit, wenn sie im mässigen Schlusse gehalten wird.

29. **Münzberg, A.** Warum erwachsen unsere Waldbäume vertikal? (Österr. Forst- und Jagd-Ztg., XX, 1902, p. 85—86.)

III. Wärme.

80. **Mac Dougal, D. T.** The temperature of the soil. (Journ. New York Bot. Gard., III, 1902, p. 125—131.)

Mit Hilfe des Hallock-Thermographen hat Verf. registrierende Beobachtungen über die Bodentemperatur angestellt. Er gibt die Kurve wieder, welche die in einer Tiefe von 80 cm 6 Wochen lang fortgesetzten Beobachtungen darstellen.

81. **Schumann, K.** Die Eigenwärme der Kakteen. (Monatsschr. f. Kakteenkunde, XII, 1902, p. 110—112.)

Digitized by Google

82. **Schrammen, F. R.** Über die Einwirkung von Temperaturen auf die Zellen des Vegetationspunktes des Sprosses von *Vicia Faba*. (Verh. d. naturh. Ver. d. pr. Rheinl., Westf. etc., LIX, Bonn, 1902, p. 49—98, mit 1 Tafel. — Inaug.-Diss. Bonn, 1902, 52 p., 1 Taf.)

Die Experimente des Verfs. bestätigen überall die Ansicht, dass Trophoplasma und Kinoplasma sowohl physiologisch als auch morphologisch verschiedene Bestandteile des Cytoplasmas bilden. Die Kardinalpunkte der beiden Bestandteile zeigen eine grosse Verschiedenheit. Während für den Spross von *Vicia Faba* das Minimum des Kinoplasmas bei ca. — 4° C. liegt, befindet sich das Minimum des Trophoplasmas bei etwa — 6° C.; hat das Kinoplasma ein Maximum von ca. 48° C., so steigt das Maximum des Trophoplasmas auf ca. 52° C. Und während als Optimum des Kinoplasmas die Wärme von ca. 40° gelten muss, kann das Optimum des Trophoplasmas auf keinen Fall bei dieser Temperatur zu suchen sein; denn eine bedeutende Reduktion, eine starke Abnahme desselben ist hier festzustellen. Das Optimum des Trophoplasmas mag wohl bei 30° liegen.

Vorstehende Temperaturangaben unterscheiden sich etwas von den von Hottes für die Wurzelspitze von *Vicia Faba* gefundenen Kardinalpunkten. Der Grund hierfür liegt einerseits in der Verschiedenheit der allgemeinen Empfindlichkeit von Wurzel und Spross, andererseits in der Verschiedenheit der Medien, in denen die Kulturen ausgeführt wurden (Wurzeln in Wasser, Sprosse in Luft).

Da Tropho- und Kinoplasma Bestandteile des Cytoplasmas mit verschiedenen Eigenschaften und Kardinalpunkten sind, so geht daraus hervor, dass die Spindeln etc. nicht aus gestreckten oder sonstwie umgeänderten Elementen des Trophoplasmas aufgebaut sein können. Die Ansichten von Bütschli, Rhumbler, von Erlanger u. a. Forschern, welche diese Auffassung vertreten, sind demnach als nicht zutreffend zu bezeichnen. Verf. führt dann Beobachtungen an, die deutlich zeigen, dass die Spindelfasern wirkliche Fasern und nicht etwa nur Kraftlinien oder Leitungsbahnen für die Bewegung der Chromosomen sind.

Das Verhalten der Nukleolen bei den verschiedenen Kälte- und Wärmegraden ist ein klarer Beweis dafür, dass der Nukleolus einen Reservekörper, hauptsächlich kinoplasmatischer Struktur, darstellt. Bei hohen Temperaturen, in denen die kinomatischen Strukturen eine bedeutende Steigerung in ihrer Ausbildung erfahren, nimmt der kinoplasmatische Reservekörper immer mehr an Masse ab, bei niederen Temperaturen, welche die Ausbildung der kinoplasmatischen Strukturen hemmen, vergrössert dementsprechend der Nukleolus bedeutend seine Masse.

Ein ähnliches Verhalten zeigen die chromatischen Bestandteile der Zellen. Da Kältegrade das Wachstum und den Stoffwechsel in den Zellen herabsetzen, sind die Chromatinsubstanzen nur gering ausgebildet; Wärmegrade, welche ein intensives Wachstum und einen gesteigerten Stoffwechsel bedingen, fördern auch bedeutend die Grösse und Masse der chromatischen Elemente der Zellen.

Von grossem Wert sind die Versuchsergebnisse des Verfs. für die Amitosenfrage. Verf. fand in den durch Temperaturen beeinflussten Sprossen manche amitosenähnliche Gebilde. Namentlich drei Arten der Pseudoamitosen sind hier hervorzuheben. Unter den unregelmässigen Kernformen, welche die Einwirkung von Kälte wie auch von Wärme in den Sprossen hervorruft, befinden sich ziemlich häufig solche, die Übergänge von leichten Einschnürungen

Digitized by Google

bis zur völligen Durchschnürung zeigen. Die Formen ferner, welche die Kerne vor ihrem Eingehen annehmen, sind vielfach Amitosen täuschend ähnlich. Auch hier finden sich alle Art Einschnürungen und Durchschnürungen. Noch interessanter sind die Pseudoamitosen, welche auf der mehr oder weniger grossen Verbindung zweier Kerne durch ein Seiten- oder Mittelstück von wechselnder Gestalt beruhen. Verf. stellt die Bildungsweise derselben klar. Als Ende solcher Pseudoamitosen könnten die zweikernigen Zellen angesehen werden, welche sich oft in den Sprossen nach Temperatureinflüssen vorfinden. Doch werden diese, wie Verf. zeigt, durch eine anormale Mitose gebildet, bei der die Wandbildung unterlassen wurde.

Verf. kommt zu dem Schluss, dass amitotische Kernteilungen in den entwickelungsfähigen Zellen der normalen Sprossspitze von *Vicia Faba* nicht vorkommen, und dass die amitosenähnlichen Kernteilungen in den Sprossspitzen, die Temperatureinflüssen ausgesetzt waren, keine wirklichen Amitosen, sondern Pseudoamitosen darstellen.

88. **Matruchot, L. et Molliard, M.** Modifications produites par le gel dans la structure des cellules végétales. (Rev. génér. de bot., XIV, 1902, p. 401 bis 419, 463—482, 522—538, mit 8 Tafeln.)

Das Gefrieren einer Pflanzenzelle bewirkt immer einen Wasseraustritt aus der Zelle. Dieser hängt mit einer allgemeinen und rapiden Exosmose des Zellwassers zusammen, die sich nicht nur auf den Zellsaft, sondern auch auf das Cytoplasma und den Zellkern erstreckt. Verf. gibt nähere Details hierüber. Er kommt zu dem schon von Molisch ausgesprochenen Resultat, dass der Tod durch Erfrieren in Wirklichkeit ein Tod durch Vertrocknen sei.

84. **Matthaei, Gabrielle L. C.** The effect of temperature on carbon dioxide assimilation. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 591—592.)

Versuche, die mit Blättern von *Prunus Laurocerasus* ausgeführt wurden, zeigten, dass die Assimilation noch bei — 6° C. stattfand. Bei Temperaturen zwischen — 6° und 38° fand Assimilation und Atmung in gleicher Weise statt; bei Temperaturen über 38° spielten die übrigen Bedingungen, denen das Blatt ausgesetzt war, wesentlich mit. Die Assimilation hörte auf, während die Atmung noch fortbestehen kann. Zwischen 41° und 45° trat der Tod der Blätter ein.

85. **André, G.** Action de la température sur l'absorption minérale chez les plantes étiolées. (C. R., Paris, 134, 1902, p. 668—671.)

Die vergleichende Untersuchung von Pflanzen, die bei 15° und solchen, die bei 30° C. etioliert wurden, zeigte, dass bei letzteren der Silicium-Gehalt eine merkliche Vermehrung erfahren hatte.

86. **O'Brien, Abigail, A.** Notes on the comparative resistance to high temperatures of the spores and mycelium of certain fungi. (B. Torr. B. C., XXIX, 1902, p. 170—172.)

Die mit *Aspergillus flavus, Botrytis vulgaris, Rhizopus nigricans, Sterigmatocystis nigra* und *Penicillium glaucum* ausgeführten Versuche zeigten, dass die Sporen (Konidien) dieser Pilze gegen Hitze nicht widerstandsfähiger sind, als das Mycelium.

87. **Dixon, Henry H.** Resistance of seeds to high temperatures. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 590—591.)

Samen, die durch Schwefelsäure oder durch allmähliches Erwärmen im Ofen ausgetrocknet waren, wurden eine Stunde lang hohen Temperaturen ausgesetzt, und es wurde so für etwa 20 Arten die Maximaltemperatur bestimmt.

Digitized by Google

nach der die Samen noch keimten. Sie betrugen zwischen 90° und 121°. Es zeigte sich ferner, dass ein so kurzes Verweilen bei hoher Temperatur im allgemeinen den Samen weniger schädlich war als ein langes Verweilen in weniger hoher Temperatur. Die Samen, die 110° bis 120° C. aushielten, keimten nicht mehr, wenn sie zwölf Tage lang Temperaturen von 95° bis 97° ausgesetzt wurden.

38. **Macfadyen, Allan** and **Rowland, Sydney.** On the suspension of life at low temperatures. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 589—590.)

Niedere Organismen, nämlich *Bacillus typhosus*, *B. coli communis*, *Staphylococcus pyogenes aureus* und ein *Saccharomyces* wurden durch flüssige Luft auf — 190° C., z. T. auch durch flüssigen Wasserstoff auf — 252° C. abgekühlt und diesen Kältegraden über 6 Monate lang ausgesetzt, ohne dass ihre Lebenskraft irgendwie vernichtet worden wäre. Sie wuchsen nachher in ganz normaler Weise und zeigten die für sie charakteristischen Wirkungen. Da die für das Leben nötige Wärme und Feuchtigkeit während der Versuchszeit fehlte, so haben sich die Organismen während dieser Zeit in einem Zustand befunden, der weder Leben noch Tod zu nennen ist, und den die Verff. als „suspendiertes Leben" („suspended animation") bezeichnen.

39. **Macfadyen, Allan.** On the influence of the prolonged action of the temperature of liquid air on micro-organisms, and on the effect of mechanical trituration at the temperature of liquid air on photogenic bacteria. (Proc. of the Royal Soc. London, vol. LXXI, No. 468, 1902, p. 76—77.)

Verf. hat Bakterien, die keine Sporen erzeugen, nämlich *Bacillus typhosus*, *B. colicommunis* und *Staphylococcus pyogenes aureus*, sowie Zellen von *Saccharomyces*, mit denen er schon früher in ähnlicher Weise experimentiert hatte, ein halbes Jahr lang der Temperatur flüssiger Luft ausgesetzt und konnte nun feststellen, dass sie auch jetzt nichts von ihrer Lebenskraft und ihren spezifischen Eigenschaften eingebüsst hatten. Es dürften daher diese Organismen auch bei noch längerem Verweilen in so extrem tiefer Temperatur ihr Leben bewahren.

Photogene Bakterien, die der Temperatur der flüssigen Luft ausgesetzt waren, behielten ihre Leuchtkraft. Wurden sie in dem gefrorenen Zustande zerrieben, so war damit die Leuchtfähigkeit zerstört. Es ist somit das Leuchten eine Funktion der unverletzten lebenden Zelle und nicht etwa eine Eigenschaft ihres Protoplasmas.

40. **Whitten, J. Ch.** Das Verhältnis der Farbe zur Tötung von Pfirsichknospen durch Winterfrost. (Inaug.-Dissert., Halle, 1902, 84 p.)

Der purpurne Farbstoff der Pfirsichzweige begünstigt nach den Untersuchungen des Verfs. die Beschädigung durch Frost. Die Gefahr des Erfrierens kann daher durch Weissen der Zweige verringert werden. Auch liessen sich durch geeignete Kreuzungen wohl Rassen mit hellfarbigen Zweigen züchten, die weniger empfindlich für Frost sind und doch wohlschmeckende Früchte liefern.

IV. Licht.

41. **Heinricher, E.** Notwendigkeit des Lichtes und befördernde Wirkung desselben bei der Samenkeimung. (Beih. z. Bot. Centralbl., XIII, Heft 2, 1902, p. 164—172.)

Verf. kommt zu den folgenden Ergebnissen:

1. Bei vielen lichtliebenden Pflanzen, die stark isolierte Standorte bewohnen,

Digitized by Google

scheint das Licht einen sehr bedeutenden Einfluss auf die Keimung auszuüben. Doch lässt sich nicht generell ein solcher Einfluss nachweisen, es gibt auch lichtliebende Pflanzen, die im Dunkeln ebenso schnell und gut keimen, wie am Lichte (*Mesembrianthemum*-Arten, *Portulaca oleracea*, *Stapelia variegata*), ja solche, wo die Dunkelheit sogar, wie es scheint, befördernd wirkt (*Acanthostachys strobilacea* Kl.).

2. Dieser Einfluss des Lichtes geht, wie festgestellt wurde, für die Samen von *Pitcairnia maïdifolia* und von *Drosera capensis* so weit, dass sie bei vollem Lichtentzug überhaupt nicht zu keimen vermögen. Bisher war ein solcher Einfluss des Lichtes nur für die Samenkeimung unserer Mistel bekannt.
3. Es ist anzunehmen, dass die gleichen Beziehungen des Lichtes zur Keimung der Samen noch für sehr viele Pflanzen gelten. Solches lässt sich für einen grossen Teil der lichtbedürftigen Epiphyten der Savannen vermuten. Die meisten Tillandsieen aus der Familie der Bromeliaceen dürften sich bei der Keimung wie *Pitcairnia maïdifolia* verhalten.
4. Die Samen von *Pitcairnia maïdifolia* bedürfen ferner, um zu keimen, auch dann noch einer längeren Einwirkung des Lichtes, wenn die übrigen zur Keimung nötigen Bedingungen, so Feuchtigkeit und Temperatur, schon früher vorhanden gewesen sind. Für *Drosera capensis* dürfte Ähnliches gelten; doch geht hier, wie der Versuch gelehrt hat, die Keimfähigkeit der Samen verloren, wenn bei sonst günstigen Keimungsbedingungen die Verdunkelung zu lange gewährt hat.
5. In anderen Fällen beschleunigt das Licht nur die Keimung in mehr oder minder prägnanter Weise. So betrug das Intervall zwischen dem Auftreten der ersten Keimlinge in der Lichtkultur einerseits und der Dunkelkultur andererseits für die geprüfte *Echinocactus*-Art 5 Tage, für *Echinopsis* 7 Tage, für *Dyckia sulfurea* 18 Tage.
6. Angehörige der gleichen Familie oder auch Gattung verhalten sich rücksichtlich der Abhängigkeit der Samenkeimung vom Lichte sehr verschieden. Illustriert wird diese Tatsache in den vorliegenden Versuchen für die Familie der Bromeliaceen. *Pitcairnia maïdifolia* (und wahrscheinlich sehr viele Tillandsieen) ohne Licht gar nicht keimend, *Dyckia rariflora* durch die Dunkelheit nur wenig (2 Tage), *Dyckia sulfurea* stark (18 Tage) in der Keimung verzögert, *Aechmea coerulescens* ohne erkennbaren Unterschied zwischen der Keimung am Lichte oder im Dunkeln, *Acanthostachys* hingegen mit sehr bemerkenswerter Beschleunigung der Keimung und Erhöhung des Prozentsatzes der Keimlinge im Dunkeln, während das Licht hier direkt schädlichen Einfluss speziell auf die Keimfähigkeit der Samen zu besitzen scheint.

42. **Passerini, N.** Sopra la vegetazione di alcune piante alla luce solare diretta e diffusa. (B. S. Bot. It., 1902, p. 18—24.)

Versuche über das Wachstum von Pflanzen im direkten und im zerstreuten Sonnenlichte. Verfasser experimentierte mit *Hordeum vulgare*, *Brassica Rapa*, *Lathyrus Aphaca*, *Anagallis arvensis*, *Triticum vulgare*, *Solanum tuberosum*, *Nigella damascena*, *Cannabis sativa*, *Zea Mays*, *Phaseolus vulgaris*, *Solanum nigrum*, *Cucurbita Pepo*, *Vitis vinifera*. Einige dieser Arten wurden im Herbst, die meisten anfangs April ausgesäet; für *Vitis* wurden zwei möglichst übereinstimmende vierjährige Individuen aus Topfkulturen genommen.

Die Versuchspflanzen wurden: A. auf einem freien Felde der Sonne voll-

Digitized by Google

kommen ausgesetzt und B. 6 m weiter davon entfernt an einer Stelle, wo sie teils von den umgebenden Gebäuden, teils durch Anwendung von Schirmen, den direkten Sonnenstrahlen entzogen waren, aber sonst unter vollkommen übereinstimmenden Verhältnissen gezogen. Die reifgewordenen Pflanzen wurden aus dem Boden gerissen, deren Wurzeln rasch ausgewaschen, dann getrocknet und abgewogen. An denselben wurden hierauf summarische Bestimmungen über den Gehalt an Wasser, organischer Substanz und Aschenrückständen vorgenommen.

Der Überblick der Ergebnisse lautet:

1. Das Durchschnittsgewicht einer Pflanze an der Sonne war erheblich grösser als jenes derselben Pflanzenart im Schatten. Dasselbe gilt für das Weinlaub.
2. Der Mangel einer direkten Bestrahlung bedingte ein begrenztes Wachstum der Organe mit Ausnahme von *Solanum tuberosum* und *Phaseolus*, welche ausnehmend lange Triebe entwickelt hatten.
3. Das ausschliesslich diffuse Licht verzögerte die verschiedenen Entwickelungsstadien der Pflanzen, namentlich die Blütezeit.
4. Der Abschluss direkter Sonnenstrahlen verhinderte die völlige Reife der Früchte, so dass die Samen atrophierten.
5. Die Pflanzen an der Sonne waren lebhafter grün als die anderen.
6. Die im Schatten aufgewachsenen Pflanzen — ausgenommen *Solanum tuberosum*, *Zea* und *Vitis* — besassen, gegenüber den anderen, ein stärkeres Prozent im Wassergehalt, ein geringeres dagegen an organischen Verbindungen, während die Mengen der Mineralsubstanzen sich ungefähr gleich verhielten.
7. Die an der Sonne aufgewachsenen Pflanzen hatten auch etwas grössere Aschenmengen, abgesehen von *Solanum tuberosum*, *Zea* und *Cucurbita*.

Dem Einheitsgewichte der Pflanzen nach erreichte *Cucurbita Pepo* an der Sonne das 27fache des Gewichtes der Schattenpflanze, *Hordeum vulgare* das 9fache, *Zea Mays* das 9fache usw. — Die Prozentwerte der organischen Substanz betreffend ergaben: *Brassica Rapa* an der Sonne 6,5, *Hordeum vulgare* 2,5, *Anagallis arvensis* 2,2 gegenüber den entsprechenden Arten im Schatten.

Solla.

48. **Kny, L.** Über den Einfluss des Lichtes auf das Wachstum der Bodenwurzeln. (Pr. J., XXXVIII, 1902, p. 421—446.)

Da nach früheren Veröffentlichungen (zuletzt Teodoresco, 1899) der Einfluss des diffusen Tageslichtes auf das Längenwachstum der Bodenwurzeln nicht nur grosse Abweichungen zeigen, sondern sich bei verschiedenen Pflanzen sogar in entgegengesetztem Sinne geltend machen sollte, so war eine nochmalige eingehende Untersuchung dieser Frage angezeigt. Verf. hat für seine Untersuchung dieselben Pflanzen gewählt, welche diese Verschiedenheiten besonders deutlich zum Ausdruck bringen sollten, nämlich *Lupinus albus*, *Lepidium sativum* und *Vicia sativa*. Doch stellte sich heraus, dass sie im wesentlichen gleichartig reagieren. Bis auf weiteres muss daher der Satz Geltung haben, dass diffuses Tageslicht das Längenwachstum der Bodenwurzeln verzögert, Dunkelheit es begünstigt.

Diese Tatsache konnte Verf. sowohl bei solchen Keimpflanzen nachweisen, bei denen Wurzel und Hypokotyl den Einfluss des Lichtes, bezw. der Dunkelheit gleichsinnig erfuhren, als auch bei solchen, bei denen das Hypokotyl durchweg verdunkelt war und nur die Wurzel verschiedene Behandlung

Digitized by Google

erfuhr. Auch da, wo durch Eingipsen der Keimspross in seiner Entwickelung behindert, oder wo er vollständig entfernt war, wo also korrelative Beeinflussung der Wurzel durch den Spross ausgeschlossen war, blieben die belichteten Wurzeln den verdunkelten gegenüber im Längenwachstum durchschnittlich zurück. Das Mass der Verzögerung des Längenwachstums scheint bei den 8 untersuchten Arten nicht das gleiche zu sein. Um hierüber Gewissheit zu erhalten und das Verhältnis, in welchem das Licht das Wurzelwachstum bei verschiedenen Arten beeinflusst, genau beurteilen zu können, müsste eine grosse Reihe von Parallelversuchen zu gleicher Zeit und unter gleichen äusseren Bedingungen durchgeführt werden.

An den Wurzeln von *Lupinus albus* hatte sich herausgestellt, dass mit einer Steigerung des Längenwachstums sehr gewöhnlich eine Minderung des Dickenwachstums und eine Verzögerung in der Ausbildung des Zentralzylinders Hand in Hand ging und umgekehrt. Bei *Vicia sativa* und bei *Lepidium sativum* trat diese Erscheinung nicht mit gleicher Deutlichkeit hervor. Es wird die Aufgabe weiterer Untersuchungen sein, festzustellen, ob Längen- und Dickenwachstum sich etwa derart kompensieren, dass das organische Trockengewicht der im diffusen Lichte und im Dunkeln erzeugten Wurzelmasse das gleiche ist.

Da die individuellen Schwankungen sehr erhebliche sind, so müssen relativ viele Versuchspflanzen zur Untersuchung gelangen. Durch Nichtbeachtung dieser Vorsichtsmassregel mag ein Teil der abweichenden Resultate früherer Forscher verursacht sein. Verf. teilt einzelne Versuche mit, die, für sich allein betrachtet, allerdings gerade das Gegenteil von dem zeigten, was als Gesetzmässigkeit erst in dem Endergebnis einer grösseren Versuchsreihe klar hervortrat.

44. **Richter, André.** Étude sur la photosynthèse et sur l'absorption par la feuille verte des rayons de différentes longueurs d'onde. (Rev. génér. de bot., XIV, 1902, p. 151—169, 211—218.)

Die Versuche wurden im pflanzenphysiologischen Laboratorium der Universität St. Petersburg ausgeführt. Aus denselben geht hervor, dass die von einem Lichtstrahl im Blatte produzierte Arbeit proportional ist der Energie, die von dem betreffenden Blatte absorbiert wird, aber unabhängig ist von der Gegend im Spektrum und von der Wellenlänge des Strahles. Es dürfte somit das Lommelsche Gesetz zutreffen.

45. **Griffon, Ed.** Recherches sur l'assimilation chlorophyllienne des feuilles dont on éclaire soit la face supérieure, soit la face inférieure. (C. R., Paris, CXXXV, 1902, p. 803—805.)

Verf. hat die Blätter verschiedener Pflanzen, teils von der Ober-, teils von der Unterseite dem direkten oder diffusen Sonnenlicht ausgesetzt und ihre Assimilisationsenergie bestimmt. Er fand, dass in der Tat die Palisadenzellen am besten für die Zerlegung der Kohlensäure angepasst sind.

46. **Wiesner, J.** Über die Beziehung der Stellungsverhältnisse der Laubblätter zur Beleuchtung. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. [84]—[97]. — Öst. Bot. Zeitschr., LII, 1902, p. 468—464.)

Verf. formuliert die Hauptresultate seiner Untersuchung in folgende Sätze:

1. Die Stellungen photometrischer Blätter sind entweder schon primär so ausgebildet oder werden sekundär durch das Licht so verändert, dass den Blättern der Sprosse das stärkste diffuse Licht des Standortes, gewöhnlich das diffuse Oberlicht, gesichert ist.

Digitized by Google

2. An Sprossen, welche mit aphotometrischen Blättern besetzt sind, kommt eine solche Anpassung an das stärkste diffuse Licht, welche selbstverständlich bei den euphotometrischen am schärfsten hervortritt nicht vor.
3. An vertikalen Achsen mit zahlreichen schraubig angeordneten Blättern ist rücksichtlich der Beleuchtung die Stellung $^1/_2$ die ungünstigste, und die Stellung

$$\frac{3-\sqrt{5}}{2}$$

die günstigste. Hingegen findet an geneigten Sprossen das Umgekehrte statt: hier ist also rücksichtlich der Beleuchtung die Stellung $^1/_2$ die günstigste. Die Blattanordnung muss aber, um die günstigste Beleuchtung im diffusen Licht zu ermöglichen, eine laterale sein, was in der Natur auch durchaus zutrifft.

47. **Molisch, Hans.** Über vorübergehende Rotfärbung der Chlorophyllkörner in Laubblättern. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 442—448.)

Sowohl an *Aloë*-Arten (z. B. *Aloë latifolia*) als auch an Arten von *Selaginella* (z. B. *S. Pervilli* und *S. Wallichii*) können sich die Chlorophyllkörner in den Laubblättern infolge intensiver Beleuchtung rot färben. Sie werden bei darauf folgender Verfinsterung wieder normal grün, bei neuer starker Beleuchtung (bei Aloë) abermals rot, um bei lang andauerndem, direkten Sonnenlichte meistens von selbst eine grüne Färbung anzunehmen. Verf. konnte feststellen, dass die Rotfärbung durch ein (rotes) Carotin bedingt wird.

48. **Ricôme, H.** Action de la lumière sur les plantes préalablement étiolées. (Rev. génér. de bot., XIV, 1902, p. 26—40, 72—88, 120—187, mit 3 Taf. und mehreren Texfiguren.)

Etiolierte Pflanzen sind fähig, nach ihrer Rückkehr in normale Beleuchtung, sich kräftig zu entwickeln, falls sie vor Beginn des Etiolements genügende Mengen von Reservestoffen besassen. Die einzelnen Organe können in verschiedener Weise weiterwachsen und sich differenzieren. Verf. gibt eine detaillierte Beschreibung der an einer grösseren Anzahl von Pflanzen beobachteten Veränderungen.

49. **Maximow, N. A.** Über den Einfluss des Lichtes auf die Atmung der niederen Pilze. (Centralbl. f. Bakt. etc., IX, Abt. II, 1902.)

Kulturen von *Aspergillus niger* u. a. zeigten zunächst keine Unterschiede in der Atmung, gleichviel, ob sie im Dunkeln oder bei dem Licht einer Bogenlampe gehalten wurden. Bei älteren Kulturen wirkte das Licht entschieden beschleunigend ein, besonders, wenn dieselben der Nährlösung beraubt waren.

50. **Gaidukow, N.** Über den Einfluss farbigen Lichtes auf die Färbung lebender Oscillarien. (Abh. d. Akad. d. Wiss. zu Berlin, Anhang, 1902, 86 p.)

Im physiologischen Institut in Berlin hat Verf. auf Anregung von Engelmann Kulturversuche mit *Oscillaria sancta* angestellt. Es ergab sich aus den Versuchen, dass unter dem Einfluss farbigen Lichtes das Chromophyll seine Farbe änderte. Nach zwei Monaten waren die meisten der ursprünglich violetten Fäden in rotem Lichte grün, in gelbem Lichte blaugrün, in grünem Lichte rot und in blauem Lichte braungelb gefärbt, so dass das von Engelmann aufgestellte Gesetz der komplementären chromatischen Adaption sich als zutreffend erwies. Da wässerige Lösungen des violetten Farbstoffes unter den gleichen Bedingungen keine komplementären Farbenänderungen ergaben, so handelt es sich offenbar um ein vitale, in bezug auf die Assimi-

Digitized by Google

lation vorteilhafte Änderung der Färbung, um einen physiologischen Anpassungsvorgang.

51. **Engelmann, Th. W.** Über experimentelle Erzeugung zweckmässiger Änderung der Färbung pflanzlicher Chlorophylle durch farbiges Licht. Bericht über Versuche von Dr. N. Gaidukow. (Archiv für Anatomie und Physiologie. Physiol. Abt., Supplement, 1902, p. 888—885.)

Verf. berichtet über die vorstehend besprochenen Versuche Gaidukows, die eine wichtige experimentelle Stütze für die von ihm vertretene Lehre liefern, durch welche die verschiedene Färbung des Chromophylls für die Tiefenverteilung der Pflanzen im Meere und in tiefen Seen verständlich wird. Bekanntlich herrschen in grösseren Tiefen rote Formen vor, während die blaugrünen und grünen Pflanzen schon in mässiger Tiefe verschwinden. Man glaubte diese Tatsachen durch die Unterschiede in der Intensität des Lichtes erklären zu sollen. Aber wesentlicher ist der Umstand, dass mit der Dicke der vom Licht durchsetzten Wasserschicht die Farbe des Lichtes sich ändert. Die roten Strahlen werden vom Wasser sehr stark, die grünen nur wenig absorbiert. Mit zunehmender Tiefe müssen daher die grünen Pflanzen, welche das rote Licht für die Assimilation brauchen, immer mehr im Nachteil sein, während die roten Formen, welche im grünen Licht assimilieren können, im Kampf ums Dasein als Sieger hervorgehen.

52. **Engelmann, Th. W.** Über die Vererbung künstlich erzeugter Farbenänderungen von Oscillatorien. Nach Versuchen von Herrn Gaidukow. (Verh d. physiolog. Ges. zu Berlin, 1902/1903, p. 24.)

Die künstlich neu erzeugte Färbung konnte sich auch in weissem Lichte monatelang erhalten, und zwar nicht nur in den Zellen, in denen die Farbenänderung entstanden war, sondern auch wohl in jüngeren, von diesen abstammenden Zellgenerationen. Wird dies durch weitere Versuche bestätigt so wäre ein experimenteller Beweis für die Vererbung erworbener Eigenschaften erbracht. Es ergäbe sich auch eine Stütze für die Vermutung, dass die jetzt an der Oberfläche des Meeres lebenden roten und geben Algen die Nachkommen von Formen sind, welche diese Färbung in grösseren Tiefen erworben haben.

58. **Barnard, J. E.** and **Macfadyen, Allan.** On luminous bacteria. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 587—588.)

Die Verff. haben über 25 leuchtende Bakterienformen untersucht, von denen mehrere aber systematisch gleich sein dürften. Sie kommen im Meereswasser, besonders in faulen Fischen etc. vor und gedeihen bei Temperaturen von 0^0 bis 37^0 C. Um zu leuchten, müssen sie einen Nährboden haben, der solche Salzbestandteile besitzt, die das Medium isotonisch machen können. Z. B. muss Natriumchlorid zu 8 % vorhanden sein, um die Organismen zum Leuchten zu befähigen. In einem solchen Zustand können sie leicht kultiviert und im Laboratorium studiert werden. Das Leuchten ist eine Funktion der lebenden Zelle; es besteht in einem Oxydationsprozess in der Zelle. Das erzeugte Licht ist auf einen kleinen Raum des sichtbaren Spektrums beschränkt; nicht sichtbare Strahlen konnten nicht nachgewiesen werden. Da das Spektrum sich nicht bis zum Rot erstreckt, so ist das Licht nicht heiss. Bei dem Bakterienlicht konnten photographische Aufnahmen gemacht werden; doch war die Expositionszeit sehr gross. Bakterien, die der Temperatur der flüssigen Luft ausgesetzt wurden, verloren nicht ihre Leuchtkraft. Wurden sie aber zerrieben und so getötet, so stellten sie auch sofort das Leuchten ein.

Digitized by Google

Es ist somit die Phosphoreszenz an die intakte Organisation der Zelle gebunden.

54. **McKenney, R. E. B.** Observations on the conditions of light production in luminous Bacteria. (Proc. Biol Soc. of Washington, XV, 1902, p. 281 bis 284.)

Die Temperatur, bei welcher *Bacterium phosphorescens* zu leuchten vermag, fällt mit der für das Wachstum erforderlichen Wärme zusammen. Abwesenheit des Lichtes verhindert nicht das Leuchten. Pepton oder ähnliche Proteïnsubstanzen sind für die Ernährung dieser Formen notwendig, Dextrose und gewisse andere Zuckerarten können von dem Bakterium verwertet werden. Verf. ist der Meinung, dass dass Leuchten mit einem chemischen Zerfall verbunden ist, und dass es intracellular auftritt.

55. **Molisch, H.** Über das Leuchten des Fleisches. (Öst. B. Zeitschr., LII, 1902, p. 464—465. — Deutsche Arbeit, I, Heft 12, p. 960—964.)

Das durch *Microcroccus phosphoreus* Cohn veranlasste Leuchten des Fleisches ist durchaus nicht, wie man bisher annahm, etwas Exzeptionelles, sondern lässt sich bei entsprechendem Verfahren allgemein beobachten. Der *Micrococcus* gedeiht besonders bei Zusatz von etwas Kochsalz und stirbt bei 30° C ab. Die Vermutung, dass dieser Organismus aus dem Meere stammt, ist nicht zutreffend.

56. **Molisch, Hans.** Über Heliotropismus im Bakterienlichte. (Sitz. Ak., Wien, Math.-natw. Kl., CXI, 1902, Abt. I, p. 141—148, mit 2 Textfiguren.)

Microcroccus phosphoreus Cohn, der das spontane Leuchten des Schlachtviehfleisches hervorruft, sendet ein relativ intensives Licht aus, dessen Spektrum nach Ludwig von der Fraunhoferschen Linie b bis ins Violette reicht. Das von einer einzigen Strichkultur ausstrahlende Licht genügte bei Keimlingen der Linse, der Saatwicke, der Erbse und des Mohnes, sowie bei Fruchtträgern von *Phycomyces nitens* Kunze und *Xylaria Hypoxylon* L. meistens schon, um rechtwinkelige positiv heliotropische Krümmungen zu veranlassen.

Während den Strahlen des Bakterienlichtes somit eine ziemlich starke heliotropische Kraft zukommt, fehlt ihnen, wenigstens bei der in den Versuchen des Verf. dargebotenen Lichtintensität, die chlorophyllerzeugende Kraft völlig.

Neben der bereits bekannten photochemischen Wirkung auf die photographische Platte kommt dem Bakterienlicht also auch eine photomechanische Leistung zu.

57. **Seckt, H.** Über den Einfluss der X-Strahlen auf den pflanzlichen Organismus. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 87—98.)

Bei den Experimenten des Verf. kam eine grosse Röntgenröhre von etwa 25 bis 35 cm Funkenlänge zur Verwendung, die durch einen grossen Funkeninduktor mit Motor-Quecksilberunterbrecher in Tätigkeit gesetzt wurde. Zur Stromerzeugung diente eine Siemenssche Dynamomaschine von 220 Volt Spannung, die unter Einschaltung eines hinreichenden Widerstandes eine Stromstärke von 3 bis 4 Ampère ergab. Verf. arbeitete sowohl bei vollständiger Helligkeit, im Tageslicht oder bei elektrischer Beleuchtung, als auch unter Lichtabschluss in der Dunkelkammer.

Verf. untersuchte zunächst die Frage der Einwirkung der Röntgenstrahlen auf die Bewegung des Protoplasmas in Haaren von *Curcurbita Pepo*, *Tradescantia virginica* und *T. Selloi*. Es zeigte sich, wie dies auch schon Lopriore gefunden hat, dass die Bestrahlung einen entschieden förderlichen Einfluss auf die Plasmaströmung ausübt. Vielleicht ist diese Wirkung eine ähnliche, wie

Digitized by Google

die unter Umständen durch Gifte oder durch Wundreiz hervorgerufene, durch welche der Organismus zu einer krankhaft gesteigerten Lebenstätigkeit angeregt wird.

Spirogyren verhielten sich in grösserer Entfernung von der Röntgenröhre gegen die Strahlen indifferent, während sie im Abstande von 10—20 cm schon nach wenigen Minuten plasmolytische Erscheinungen zeigten. Es wird also hier durch die Röntgenstrahlen eine erhebliche Turgorabnahme hervorgerufen.

Ähnliches zeigten die Schliesszellen der Spaltöffnungen von *Tradescantia Selloi* sowie die Gelenkpolster bei *Mimosa* und *Oxalis*, die unter dem Einflusse der Röntgenstrahlen eine erhebliche Abnahme des Zelldruckes erfuhren, die wohl in einer eigenartigen Einwirkung auf das Protoplasma der Zellen ihre Ursache hat.

58. **Seckt, Hans.** Die Wirkung der Röntgenstrahlen auf die Pflanze. (Naturw. Wochenschr., XVIII, 1902, p. 49—51.)

59. **Joseph, K.** und **Prowazek, S.** Versuche über die Einwirkung von Röntgenstrahlen auf einige Organismen, besonders auf deren Plasmatätigkeit (Zeitschr. f. allgem. Physiologie, I, 1902, p. 142.)

Paramaecien und Daphnien zeigen unter dem Einfluss von Röntgenstrahlen einen negativen Tropismus. Bei *Paramaecium* und bei *Bryopsis* machen sich Veränderungen der Plasmafunktionen bemerkbar, die als Schädigung oder wenigstens als Erschöpfung zu deuten sind.

V. Elektrizität.

60. **Mendelssohn, Maurice.** Les phénomènes électriques chez les êtres vivants. (Collection Scientia, Biologie No. 18, 1902, Paris [C. Naud], 99 pp.)

Nach einer bibliographischen Übersicht der wichtigsten Arbeiten über diesen Gegenstand werden in den sechs ersten Kapiteln die an Menschen und Tieren zu beobachtenden Erscheinungen besprochen. Das 7. Kapitel ist den elektrischen Phänomenen der Pflanzen gewidmet.

61. **Waller, A. D.** L'électricité chez les plantes. (Rev. scientif., XVII. 1902, p. 478.)

62. **Heald, Fred. D.** The electrical conductivity of plant juices. (Bot. G., XXXIV. 1902, p. 81—92, with 2 fig. — Science, XV, 1902, p. 457.)

Die Versuche des Verf. führten zu den folgenden Schlüssen:

Die Pflanzensäfte sind gute Leiter, die ihre Leitungsfähigkeit zum grössten Teile den gelösten mineralischen Bestandteilen, in geringerem Grade den organischen Substanzen verdanken.

Die spezielle Leitungsfähigkeit des aus den Wurzeln erhaltenen Saftes ist stets bedeutend geringer als die des Saftes, der aus oberirdischen Pflanzenteilen gewonnen wird.

Im allgemeinen nimmt die spez. Leitungsfähigkeit des Saftes von der Wurzel an aufwärts gleichmässig zu, doch ist in einigen Fällen die Leitungsfähigkeit des Saftes im Stamm grösser als in den Blättern.

In den meisten Fällen ist die spez. Leitungsfähigkeit ein rohes Mass für den relativen Aschengehalt der verschiedenen Pflanzenteile.

63. **Montani, A.** Conducibilità elettrica delle soluzioni di zucchero e di alcune aldeidi in presenza di acido borico. (Atti della Società di Naturalisti, Ser. IV, vol. 2, Modena, 1901, S. 8—22.)

Magnanini hatte bereits (Rend. Lincei. 1890) nachgewiesen, dass die

Digitized by Google

Zutat von Borsäure das Leitungsvermögen einiger Substanzen für Elektrizität bedeutend erhöhte. Seine Studien bezogen sich auf Mannit und auf mehrere organische Säuren. Für das erstere wurde dies in verschiedenen Verdünnungsgraden nachgewiesen, für die zweiten traf es nur dann zu, wenn Oxhydrilgruppen an ihrem molekularen Aufbau teilnahmen.

Verf. erweiterte diese Studien auf die Saccharose und auf mehrere Aldehyde; dabei bediente er sich zur Bestimmung eines Apparates von Kohlrausch und arbeitete konstant bei 25° Temperatur. Die angewendete Borsäure war stets vorher mehrfach gereinigt worden; ebenso wurden die Untersuchungsobjekte in möglichst reinem Zustande vor ihrer Prüfung hergestellt.

Rohrzucker ergab in vier verschiedenen Verdünnungsgraden ein spezifisches Leitungsvermögen, in natürlichem Zustande von 0,021 bis 0,012 und nach Zutat von Borsäure von 0,021 bis 0,016; ein molekulares Leitungsvermögen: rein, von 0,048 bis 0,194, und mit Bor von 0,084 bis 0,256.

Von den Aldehyden aus der Fettreihe und jenen der aromatischen Reihe, die zur Untersuchung gelangten, zeigten nur die letzteren, welche Oxhydrilgruppen enthalten, eine Verstärkung ihres Leitungsvermögens für Elektrizität nach Zusatz von Borsäure zu ihren Lösungen. Solla.

64. **Klein, B.** Über elektrische Ströme in den Pflanzen. (Ber. d. Ges. d. Naturf. in Kiew, XVII, I, 1901, p. 1—89.)

Russisch. (Vgl. Bot. J., XXVII [1899], II, p. 186, No. 56 und Bot. J., XXIX [1901], II, p. 212, No. 58.)

65. **Tompa, Arthur.** Beiträge zur pflanzlichen Elektrizität. (Beih. z. Bot. Centralbl., XII, 1902, p. 99—186, mit 8 Textfig.)

Die vorläufigen Ergebnisse der Untersuchungen, die Verf. noch fortzusetzen gedenkt, sind die folgenden:

1. Elektrische Polarisationserscheinungen können sowohl an lebendigen wie an toten Samen hervorgerufen werden, ohne einen derartigen wesentlichen Unterschied der Intensität zu zeigen, durch welche man die Erscheinungen als Lebenskriterien zu erachten berechtigt wäre.

2. Die Polarisationsströme sowohl der lebendigen wie der toten Samen können bedeutende Intensität erreichen, sind aber von minimaler Spannung. Die Grösse der Intensität sowie die Stromrichtung ändert sich nach den jeweiligen Veränderungen der inneren Widerstände der Samen.

3. Die Unterschiede der Stromstärken, welche durch äussere gelinde mechanische Reizung (Anklopfen) ausgelöst werden können, scheinen die Folge innerer Widerstandsänderungen zu sein, da dieselben keine messbare elektromotorische Kraft aufweisen.

4. Die Richtung dieser Ströme ist von den inneren Widerstandsänderungen abhängig, und zwar wird immer die der Reizstelle näher gelegene Elektrode zur Anode.

5. Lebendige Samen lösen auf einseitige Oberflächenverletzung elektromotorische Kräfte aus, deren Potentiale über 0,005 Volt betragen. Tote Samen zeigen überhaupt kein Potential oder solche unter 0,005 Volt, in den meisten Fällen unter 0,002 Volt. Ein Läsionsstrom, dessen Potential 0,005 Volt übersteigt, ist daher als ein Kriterium des Lebens im Samen zu erachten.

6. Läsionsströme lebender Samen, welche immer von höherem Potential sind als die eventuell vorhandenen elektromotorischen Kräfte derselben in noch unverletztem Zustande, scheinen im ungekeimten Zustande ihren Herd in dem Keimling, speziell in dem hypokotylen Teile des Keimes zu haben.

Digitized by Google

7. Der Spannungsausgleich der Läsionsströme bei dikotylen Samen erfolgt im Leitungskreise von dem Keimling nach der Läsionsstelle hin, bei den Samen der monokotylen Gramineen findet derselbe hingegen im umgekehrten Sinne statt.

66. **Querton, L.** Contribution à l'étude du mode de production de l'électricité dans les êtres vivants. (Institut Solvay, travaux du laboratoire de physiologie, t. V, 1902, fasc. 2, p. 81—185.)

Verf. kommt zu dem Schluss, dass alle chemischen Prozesse, die dem Pflanzenleben zu eigen sind, mit elektrischen Erscheinungen verbunden sind, welche dazu dienen können, jene zu messen. Bezüglich weiterer Einzelheiten sei auf das Referat im Bot. Centralbl., XCII, 1903, p. 145—147 verwiesen.

67. **Heber, Georg**, Elektrizität und Pflanzenwachstum. (Vortrag.) Leipzig, Schulze & Co., 1902, 8°, 28 p., mit 10 Textabbildungen.

68. **Plowman, A. B.** Certain relations of plant growth to the ionization of the soil. (Am. Journ. sc., XIV, 1902, p. 129—132. — Ref. in Bot. G., XXXIV, 1902, p. 241—242.)

Boden- und Wasserkulturen von Sämlingen wurden unter sonst gleichen Bedingungen einem elektrischen Strom mit dem Potential von 0,5 bis 500 Volt ausgesetzt. Die Sämlinge wurden in der Nähe der Anode durch einen Strom von 0,003 Amp. oder mehr getötet, während sie in der Nähe der Kathode nur wenig beeinflusst oder gereizt wurden. Bei länger anhaltendem Strom zeigten sich die schlechten Einflüsse an allen Punkten zwischen den Elektroden und zwar in den Bodenkulturen in geringerem Masse. Bei einem Strom von 0,03 Amp. oder weniger erfuhren die Sämlinge an der Kathode eine Förderung des Wachstums. Es lässt sich wohl der Schluss ziehen, dass negative Spannungen das Plasma reizen, während es positive paralysieren.

69. **Lemström, S.** Elektrokultur. Erhöhung der Ernteerträge aller Kulturpflanzen durch elektrische Behandlung. (Autorisierte Übersetzung von Dr. Otto Pringsheim.) Berlin, W. Funk, 1902, 48 p. (Preis Mk. 1,50.) — (Ausführliches Referat im Bot. Centralbl., 90, 1902, p. 285—286.)

Eine Influenzmaschine lieferte den nötigen Strom, durch den sowohl Topfkulturen als auch solche im freien Lande im allgemeinen vorteilhafte Beeinflussungen erfuhren.

70. **Keller, R.** Reibungselektrische Untersuchungen an pflanzlichen Geschlechtsorganen. Prag, 1902, G. Neugebauer, 8°, 42 p.

Auf allen lebenden Teilen von Pflanzen und Tieren findet man regelmässig elektrostatische Ladungen angehäuft, die sich sofort nach einer eventuellen Ableitung zur Erde wieder auf ihre ursprüngliche Höhe erneuern, ohne jedoch vorerst weitere Gesetzmässigkeiten zu zeigen.

An der Narbe der Pflanzen erwiesen sich diese Ladungen von regelmässiger Höhe und von positivem Vorzeichen.

Die Anziehung des Pollenstaubes durch die Blüte geschieht nicht einfach dadurch, dass die Narbe positiv ist und der Pollen negativ; wenn überhaupt elektrostatische Differenzen an der Anziehung der entgegengesetzten Geschlechtskerne mitwirken, so sind diese sehr verwickelter Natur.

Die lebenden Zellen müssen ausgezeichnete elektrische Isolierzellen besitzen, weil sonst eine statisch elektrische Differenzierung ausgeschlossen erscheint.

71. **Bose, Jagadis Chunder.** Electric response in ordinary plants under mechanical stimulus. (J. L. S. Lond., XXXV, 1902, p. 275—304, mit 25 Textfig.)

Digitized by Google

Verf. zeigt, dass mit Hilfe seiner Versuchsanordnungen die elektrische Reaktion der Pflanzen auf mechanische Reize ein sehr genaues und zuverlässiges Mittel zum Studium verschiedener verwickelter Probleme der Pflanzenphysiologie liefert. Diese elektrischen Reaktionen zeigten alle Pflanzen und alle Organe derselben. Bezüglich der Reaktion verhielten sich die Pflanzen bei den verschiedenen Variationen, wie Ermüdung, Erhöhung oder Erniedrigung der Temperatur, Einwirkung von Betäubungsmitteln und Giften, ganz ähnlich wie die Muskeln und Nerven der Tiere.

72. **Mac Dougal, D. T.** The effect of lightning on trees. (Journ. New York Bot. Gard., III, 1902, p. 131—135.)

Verf. führt ein Beispiel für Beschädigungen der Gewebe von Bäumen durch den Blitz an.

VI. Reizerscheinungen.

73. **Massart, J.** Sur l'irritabilité des plantes supérieures (I, II, III, Sep.-A.) (Mém. couronn. d. l'acad. roy. de Belgique, 1902.)

74. **Jost, L.** Über die Reizperzeption in der Pflanze. (Verh. Ges. deutsch. Naturf. u. Ärzte, 73. Vers., Teil 2, 1. Hälfte, 1902, p. 241—242.)

75. **Schröder, B.** Über das Sinnesleben der Pflanzen. (79. Jahresber. d. Schles. Ges. vaterl. Kultur, Naturw. Abt., Sekt. Obst- u. Gartenbau, 1902, p. 19—21.)

76. **Němec, B.** Die Perzeption des Schwerkraftreizes bei den Pflanzen. (Ber. D. B. G., XX, p. 389—854.)

Verf. führt zunächst einige von ihm neuerdings angestellte Versuche an, die weiter zeigen, dass entstärkte Wurzelhauben nicht geotropisch reagieren. Sodann gibt er nochmals die Gründe an, die ihn zu der Anschauung geführt haben, dass die unter dem Einfluss der Schwerkraft vor sich gehenden Bewegungen der Stärkekörner und Kerne als passiv zu bezeichnen sind. Ferner hebt Verf. hervor, dass, wie er schon früher gesagt hat, die Beweglichkeit der spezifisch schwereren Körperchen keine conditio sine qua non für eine Perzeptionsvorrichtung sei. Ebenso betont Verf. noch einmal, dass das sensible Plasma fix zur Organachse orientiert sein muss und er Nolls Ansicht, wonach die reizbaren Teile (im vorliegenden Falle also die Plasmahäute) der Perzeptionsorgane sich nach Lage und Begrenzung mit seinen empirisch festgestellten Reizfeldern vollkommen decken müssen, als richtig anerkennt. Schliesslich hebt Verf. nochmals hervor, dass besonders bei den niederen Pflanzen und in einzelligen Organen die Verhältnisse anders liegen können als bei höheren Pflanzen (von den Moosen aufwärts). Giesenhagens Beobachtungen an Characeenrhizoiden bestätigen diese Vermutung. Es gibt jedoch auch andere Möglichkeiten. Nichts liege ihm ferner, als a priori Einzelfälle zu verallgemeinern und alles in ein Schema zu zwingen. Was die geotaktischen Bewegungen der Zellkerne betrifft, so könnte hier die Perzeption des Schwerereizes im Sinne der Jensenschen Anschauung erklärt werden.

Natürlich handelt es sich in der von Haberlandt und Verf. verteidigten Anschauung bloss um die Frage nach der physikalischen Art der Einwirkung der Schwerkraft auf die reizbaren Pflanzenteile. Es hat sich gezeigt, dass die Schwerkraft als Druck von spezifisch schwereren Körperchen auf das sensible Plasma perzipiert wird. Was für Vorgänge dieser Druck im Plasma selbst auslöst, ist eine weitere noch ungelöste Frage.

Digitized by Google

77. **Jost, L.** Die Perzeption des Schwerereizes in der Pflanze. (Biolog. Centralbl., XXII, 1902, p. 161—179, mit 4 Textfiguren.)

Zusammenfassendes Referat, mit besonderer Berücksichtigung der neueren Arbeiten von Haberlandt, Němec und Noll.

78. **Haberlandt, G.** Über die Statolithenfunktion der Stärkekörner. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 189—195.)

Verf. widerlegt zunächst einige Einwände, die gegen die Statolithentheorie des Geotropismus erhoben worden sind, und erbringt sodann einen neuen experimentellen Beweis für die Richtigkeit der Theorie. Es gelang ihm, an Laubsprossen von *Linum perenne* die Stärkescheiden durch anhaltend niedere Temperaturen zu entstärken. Solche Sprosse zeigten denn auch bei höherer Temperatur keine geotropischen Krümmungen. Dieses Verhalten kann nur darauf beruhen, dass, da die als Statolithen fungierenden Stärkekörner fehlen, die sensiblen Plasmahäute nicht gereizt werden können. Übrigens konnte Verf. auch bei einigen anderen Pflanzenarten dasselbe Verhalten feststellen.

79. **Haberlandt, G.** Zur Statolithentheorie des Geotropismus. (Pr. J., XXXVIII, 1902, p. 447—500, mit 8 Textfiguren.)

Verf. stellt eine Anzahl anatomischer und physiologischer Tatsachen zusammen, um die von ihm und Němec begründete Statolithentheorie des pflanzlichen Geotropismus näher zu begründen und auszugestalten. Bei vielen Pflanzen ist das geotropische Perzeptionsorgan scharf differenziert und erhebt sich zur Höhe eines wohlausgebildeten Sinnesorgans: Die anatomisch-physiologische Arbeitsteilung ist strenge durchgeführt. Nicht selten aber lässt sich das reizperzipierende Gewebe von seiner Umgebung nicht scharf abgrenzen; auch Zellen mit anderer Hauptfunktion können, sofern sie Stärkekörner oder überhaupt spezifisch schwerere oder leichtere Körperchen besitzen, in den Dienst der Reizperzeption gestellt werden. Die Statolithentheorie umfasst auch diese Fälle, die nichts anderes vorstellen, als ein phylogenetisch älteres Stadium in der Ausbildung des geotropischen Perzeptionsapparates.

Nach einer kurzen historischen Darstellung der Statolithentheorie in der Tierphysiologie behandelt Verf. zunächst eingehender die Stärkescheide, ihr Vorkommen und ihre Stellvertretung. Die Stärkescheide ist das typische Perzeptionsorgan für den Schwerkraftreiz in den negativ geotropischen Stengeln. Bei denjenigen Pflanzen, denen die Stärkescheide fehlt, sind es andere, meist scharf differenzierte Zellgruppen, die durch den Besitz leicht beweglicher Stärkekörner ausgerüstet sind und so die mangelnde Stärkescheide ersetzen.

Eine Rückbildung des geotropischen Perzeptionsapparates zeigt sich in den nicht mehr geotropischen Nebenwurzeln dritter Ordnung sowie besonders in den von Verf. untersuchten nicht geotropischen Haftwurzeln, die entweder überhaupt keine Stärkekörner in den Wurzelhauben besitzen oder höchstens im Besitze „nicht beweglicher" Stärkekörner sind.

Bezüglich der Sensibilität der Plasmahäute der Perzeptionszellen kommt Verfasser zu dem Schluss, dass in orthotropen Organen die Plasmahäute der unteren und oberen Querwände der Perzeptionszellen nicht empfindlich sind. Sensibel sind bloss die Plasmahäute der tangentialen Längswände, und zwar vor allem der äusseren bei negativ, der inneren bei positiv geotropischen Organen. Ob auch die diesen gegenüberliegenden Tangentialwände sensible Plasmahäute aufweisen, ist ungewiss. Bei den Grasknoten liegt kein Grund vor, dies anzunehmen. Die Plasmahäute der Radialwände sind sehr wahrscheinlich nicht sensibel.

Digitized by Google

Negativ geotropische Stengel, die durch anhaltend niedere Temperaturen stärkefrei geworden sind und auch in der Stärkescheide keine Stärke mehr aufweisen, sind nicht imstande, bei höherer Temperatur geotropische Krümmungen auszuführen, solange die Stärke fehlt. Erst nach der Regeneration beweglicher Stärkekörner sind wieder geotropische Krümmungen möglich. Jenes Unvermögen kann nicht auf fehlender Sensibilität, Reizleitung oder Reaktionsfähigkeit, sondern nur darauf beruhen, dass die als Statolithen fungierenden Stärkekörner fehlen, infolgedessen die sensiblen Plasmahäute nicht gereizt werden können. Stengelorgane, die auch bei anhaltend niederen Temperaturen negativ geotropische Krümmungen ausführen, besitzen auch normale, d. h. stärkehaltige Stärkescheiden.

Zur Charakteristik des geotropischen Reizes führt Verf. aus, dass der Schwerkraftreiz auf dem Druck fester Körperchen beruht, und zwar durch statischen Druck bewirkt wird. Die Frage, welcher Zeitraum im allgemeinen erforderlich ist, damit der statische Druck der Stärkekörner die zur Auslösung des Reaktionsvorganges notwendige Deformierung des sensiblen Plasmas bewirken könne, wird vom Verf. dahin beantwortet, dass die Wanderzeit der Stärkekörner bei den untersuchten Stengelorganen viel kürzer ist als die Präsentationszeit; erstere betrug z. B. bei der Infloreszenzachse von *Capsella bursa pastoris* 8 Minuten, diese 25 Minuten. Bei den Wurzeln dürfte es ähnlich sein.

Weitere Versuche zeigten, dass geotropische orthotrope Organe in der Horizontallage sich rascher krümmen, wenn sie während der Induktion geschüttelt resp. gestossen werden, als wenn sie ruhig bleiben. Dies erklärt sich dadurch, dass durch das Schütteln die Stärkekörner gewaltsam in die sensiblen Plasmahäute hineingetrieben werden. Der auslösende Reiz ist bei diesen Versuchen also in erster Linie nicht die Schwerkraft, sondern die lebendige Kraft der Stösse. Die Schwerkraft ist an dem ganzen Auslösungsvorgange im wesentlichen nur insofern beteiligt, als sie die Stärkekörner in eine solche Lage bringt, dass durch die Stossreize eine geotropische Reaktion erzielt wird.

80. **Němec, B.** Über die Beziehungen zwischen reizleitenden Strukturen und den statischen Organen bei den Pflanzen. (Verh. d. Ges. deutsch. Naturf. u. Ärzte, 78. Verh., Teil 2, 1. Hälfte, 1902, p. 243—244.)

81. **Noll, F.** Zur Kontroverse über den Geotropismus. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 408—426.)

Verfasser wendet sich in dieser kritischen Arbeit vornehmlich gegen Czapek (vgl. Bot. J., XXIX [1901], II, p. 217). Kürzer wird auch auf die neuesten Veröffentlichungen von Jost, Haberlandt und Miehe eingegangen. Verf. kommt zu dem Schluss, dass wir unter Berücksichtigung der Zentrifugalversuche, welche die Schwerkraftswirkung in der Pflanze mit einer Gewichtswirkung identifizieren, nur an diskrete, spezifisch schwerere oder leichtere Körperchen als Vermittler der primären Geoperzeption denken können.

82. **Czapek, F.** Stoffwechselprozesse in der geotropisch gereizten Wurzelspitze und in phototropisch sensiblen Organen. (Ber. D. B. G., XX, 1902 p. 464—470.)

Im Anschluss an eine frühere Arbeit (vgl. Bot. J., XXV [1897], I, p. 96) teilt Verf. die Hauptergebnisse weiterer Untersuchungen mit, die in ausführlicherer Form an anderem Orte erscheinen sollen. Es ist Verf. gelungen, nachzuweisen, dass in geotropisch gereizten Wurzelspitzen (z. B. von *Lupinus albus)* eine Vermehrung von Homogentisinsäure eintritt. Ganz analoge Resul-

Digitized by Google

tate erhielt er auch mit den geotropisch gereizten Hypokotylen von *Sinapis alba* und Keimscheiden von *Avena*. Aber auch phototropische Reizung löste bei diesen Objekten Homogentisinsäurevermehrung aus. Verf. wendet dann seine neue chemische Methode an, um die Němecsche Hypothese zu prüfen, und kommt zu dem Schluss, dass die sensible Spitzenregion bis zu 1 mm Distanz vom Vegetationspunkt hinaufreicht, dass also die stärkeführenden Haubenzellen allein, so wie es die strenge Form der Němecschen Hypothese annimmt, nicht das sensible Organ der Wurzeln darstellen. Verf. konnte andererseits feststellen, dass auch auf dem Klinostaten nach Verlauf mehrerer Umdrehungszeiten bei Wurzeln Vermehrung des Homogentisinsäuregehaltes der Spitze eintritt, so dass die Klinostatenrotation also als intermittierender geotropischer Reiz wirkt.

88. **Darwin, Francis.** On a method of investigating the gravitational sensitiveness of the root-tip. (J. L. S. Lond., XXXV, 1902, p. 266—274, mit 10 Textfiguren.)

Als Versuchsobjekte dienten Sämlinge von *Sorghum*, *Pisum* und *Vicia Faba*. Um das Gewicht der Kotyledonen aufzuheben, benutzte Verf. einen von seinem Bruder, Mr. H. Darwin, konstruierten Apparat, bei welchem mit Hilfe einer vertikalen Rolle die Kotyledonen so kontrebalanziert werden konnten, dass sie zu rotieren vermochten, während die Wurzelspitze an einem dem Rotationszentrum entgegengesetzten Punkte befestigt war. Aus den Versuchen geht hervor, dass die Wurzeln der Bohnen und Erbsen die Tendenz haben, sich weiter zu krümmen, wenn die Wurzelspitze horizontal befestigt ist und das andere Ende des Sämlings sich frei bewegen kann. Zwar kann dies Ergebnis durch die Annahme erklärt werden, dass die Wurzelspitze das einzige Organ der Wurzel ist, welches für den Reiz der Schwerkraft empfänglich ist, aber es fragt sich, ob dieses die einzige mögliche Erklärung ist. Durch weitere Versuche wird diese Frage dahin entschieden, dass in der Tat die Wurzelspitze allein die perzipierende Region ist.

84. **Miehe, Hugo.** Über korrelative Beeinflussung des Geotropismus einiger Gelenkpflanzen. (Pr. J., XXXVII, 1902, p. 527—598, mit 6 Textfiguren.)

Verf. gibt einleitend eine genauere Beschreibung von dem Bau, dem Wachstum, der scheinbaren Dorsiventralität und der normalen geotropischen Aufrichtung der *Tradescantia*-Stengel und führt dann eine grössere Zahl von Versuchen an, die sich zunächst an die Dekapitierungsversuche von Kohl anschliessen. Verf. stellt fest, dass in der Tat für das Zustandekommen einer normalen Krümmung in einem Gelenk die Anwesenheit der nächst oberen Knotenpartie erforderlich ist, und dass in dem oberen Knoten nicht der Perzeptionsprozess für das folgende Gelenk stattfindet, sondern dass in der basalen Partie eines Internodiums alle Teilprozesse des geotropischen Vorganges sich abspielen. Zu derselben Überzeugung führten auch Nachwirkungsversuche, die Verf. an *Tradescantia fluminensis* anstellte.

Weitere Versuche führten zu der Präzisierung des Ortes, von dem die Beziehungen eines Knotens zu dem folgenden Gelenk ausgehen. Die embryonale Zone der Knotenscheibe erwies sich als diejenige Stelle, deren vollständige Intaktheit eine wesentliche Bedingung für die Krümmung des folgenden Gelenkes bildete. In ganz besonders enger korrelativer Verknüpfung mit diesem steht der Achselvegetationspunkt.

Verf. wendet sich dann der Frage zu, wie die partielle Einwirkung ver-

Digitized by Google

schiedener Agentien auf den Gipfelteil das folgende, unter normalen Bedingungen befindliche Gelenk beeinflusst. Untersucht wurde der Einfluss, den eine Störung des Gipfelteiles durch Wasserstoff, luftfreies Wasser, Äther, Kohlensäure, Eingipsen, Verdunkelung und Kälte auf das geotropische Verhalten des nächsten unter normalen Bedingungen befindlichen Gelenkes hat. Es zeigte sich, dass in allen Fällen eine lokal bewirkte Störung des normalen Zustandes junger, wachstumsfähiger Zonen in entfernter liegenden Teilen die geotropische Krümmung hemmt. Zum Zwecke der Präzisierung der Leitungsbahnen unternommene Versuche ergaben, dass hier die Gefässbündel die reizleitenden Organe sind. Es erwies sich ferner keine Flanke als bevorzugt, sondern die Leitung verlief allseitig.

In einer nun folgenden Diskussion der Tatsachen kommt Verf. zu nachstehender Anschauung. In einem Stengel von *Tradescantia* wirkt die wachsende Spitze als kräftiges Attraktionszentrum für die Baustoffe, welche ihr aus der Pflanze durch die Leitungsbahnen zugeführt werden. Schneidet man die Spitze etwa über dem zweiten Knoten ab, so wird die vorher inaktivierte Achselknospe aktiv, wächst aus und ersetzt so den fehlenden Gipfel. Ist jedoch der Schnitt im folgenden Internodium geführt worden, so wirkt jetzt der folgende Vegetationspunkt attraktiv auf die Stoffleitung ein, während der Internodialstumpf als gänzlich unbrauchbares Anhängsel ausrangiert wird. Da gar keine wachsende Zone mehr in ihm vorhanden ist, wird nicht nur sozusagen der Stoffstrom an ihm vorbeigelenkt, sondern er wird auch ausserdem noch ausgezogen von dem stärkeren Attraktionspunkt. Diese tiefgreifende Verschiebung der Stoffleitungsvorgänge ist es, der Verf. den tonischen Einfluss auf die geotropische Reaktion zuschreiben möchte. Ähnliches gilt für die anderen Einflüsse, welche die oberen Vegetationszonen inaktivieren.

Auf die Perzeption des geotropischen Reizes beziehen sich die weiteren Erörterungen und Versuche. Über die geotropische Aufrichtung eines *Tradescantia*-Stengels gelangt Verf. zu der folgenden Vorstellung. Wird ein solcher Stengel horizontal gelegt, so empfindet er in seiner ganzen Ausdehnung seine veränderte Lage. An denjenigen Stellen, welche noch wachstumsfähig sind, schliesst sich an diesen diffusen Perzeptionsprozess eine Kette weiterer Vorgänge an, die zu ungleichseitig beschleunigtem Wachstum führen, so dass an einzelnen Punkten, und zwar von der Spitze beginnend, hintereinander sich typische geotropische Auslösungsvorgänge abspielen. Alle diese Teilprozesse sind jedoch durch die Einheit des Organismus zu einem Ganzen verbunden, jeder obere geotropische Teilvorgang wirkt tonisch auf die folgenden; betrachten wir irgend einen gesondert, so müssen wir die über ihm befindlichen als sekundäre Reize auffassen. Auf diese Weise würde das Mass der Krümmung in jedem Gelenk abhängig von der Lage der höheren Teile, jede Zone würde nur so viel leisten, als der Gipfeltrieb regulatorisch zulässt, trotzdem sie vielleicht potentiell mehr leisten könnte.

85. **Brzobohaty, Konstantin.** Über den Einfluss der Richtung der Pflanzenorgane auf die Grösse der geotropischen Reizung. (Abh. d. böhm. Akad., XI, II. Kl., No. 16, Prag, 1902, 29 p., mit 6 Textfiguren.)

(Tschechisch.) (Ref. im Bot. Centralbl., 90, 1902, p. 617.)

Junge orthotrope Organe können am intensivsten gereizt werden, wenn sie etwa einen Winkel von 157° 80′ mit der Ruhelage machen. Mit dem Alter der Pflanzenorgane verändert sich nicht nur ihre Reaktionsfähigkeit, sondern auch der Neigungswinkel, unter welchem die maximale Reaktion stattfindet.

Digitized by Google

86. **Lidforss, Bengt.** Über den Geotropismus einiger Frühjahrspflanzen. (Jahrb. wiss. Bot. XXXVIII, 1902, p. 848—876, mit Tafel IV—VI und 1 Textfigur.)

Eine erhebliche Menge skandinavischer und norddeutscher Frühjahrspflanzen besitzt innerhalb gewisser Grenzen die Fähigkeit, je nach der Temperatur eine horizontale oder vertikale Wachstumsrichtung einzuschlagen. Insofern es sich um vegetative Sprosse handelt, beruht diese Veränderung der Wachstumsrichtung in allen näher untersuchten Fällen darauf, dass die Sprosse bei niederer Temperatur diageotropisch, bei höherer Temperatur negativ geotropisch sind. Wir stehen also hier vor einem typischen Fall von dynamischer Anisotropie.

Dagegen werden die Bewegungen, welche durch Temperaturänderungen an den Blütenstielen veranlasst werden, wenigstens bei *Anemone nemorosa*, ohne Mitwirkung des Geotropismus ausgeführt und sind rein thermonastischer Natur.

Der Übergang von der Horizontallage zur Vertikalstellung geschieht an den Laubsprossen bei allmählich steigender Temperatur nicht mit einem Schlage, sondern kontinuierlich, so dass innerhalb gewisser Grenzen jedem Temperaturgrade eine bestimmte Lage des Sprosses entspricht.

Im allgemeinen sind diejenigen Laubsprosse, deren geotropische Reizstimmung durch Temperaturänderung beeinflusst wird, bei niedriger Temperatur mehr oder weniger epinastisch. Diese Epinastie erlischt völlig bei höherer Temperatur (+ 20° C.) und erreicht ihr Maximum bei Temperaturen dicht oberhalb des Nullpunktes.

Die bei niedriger Temperatur vorhandene Epinastie bewirkt, dass derartige Sprosse, wenn sie in der Wärme Vertikalstellung angenommen haben und dann bei niedriger Temperatur auf dem Klinostaten gedreht werden, Abwärtskrümmungen ausführen, welche in gewissen Fällen mit geotropischen Bewegungen verwechselt werden können, tatsächlich aber epinastischer Natur sind.

Im Dunkeln tritt auch bei niedriger Temperatur eine Veränderung der geotropischen Reizstimmung ein, so dass die im Lichte diageotropischen Sprosse negativ geotropisch werden.

Durch Anwendung geeigneter Temperaturen kann man die orthotropen Keimpflanzen von *Holosteum*, *Lamium* etc. sich direkt zu orthotropen, negativ geotropischen Pflanzen entwickeln lassen. Andererseits können diese Pflanzen, wenn sie bei niedriger Temperatur kultiviert werden, ihren ganzen Lebenszyklus als plagiotrope, diageotropische Pflanzen durchmachen.

Die Fähigkeit, je nach der Temperatur eine verschiedene Lage einzunehmen, bleibt in den meisten hierhergehörigen Fällen auffallend lange erhalten, so dass blühende Sprosse von *Lamium*, *Holosteum* etc. fast in ihrer ganzen Länge krümmungsfähig bleiben. Hiermit in Zusammenhang steht die geringe Ausbildung, welche die verholzten Elemente in diesen Sprossen erfahren.

Die überwinternden Blätter mancher krautartigen Gewächse nehmen im Winter eine horizontale Stellung ein, so dass sie dem Boden dicht angeschmiegt werden. Obwohl die Erklärung Willes, nach welcher diese Abwärtskrümmung durch Turgorerschlaffung und Kontraktion passiv gespannter Collenchymstränge erfolgt, für bestimmte Fälle richtig sein mag, so ist es andererseits eine leicht zu konstatierende Tatsache, dass die betreffenden Abwärtskrümmungen in vielen Fällen durch Wachstumsprozesse zustande kommen.

Digitized by Google

Die von Vöchting eingeführte Bezeichnung Psychroklinie umfasst eine Reihe von Erscheinungen, welche zweifelsohne dieselbe biologische Bedeutung haben, in physiologischer Hinsicht aber keineswegs gleichwertig sind.

87. **Wiesner**, J. Studien über den Einfluss der Schwerkraft auf die Richtung der Pflanzenorgane. (S. Ak. Wien, math.-nat. Kl., CXI, 1902, 1. Abt., p. 783—802. — Öst. B. Z., LII, 1902, p. 460—461.)

Die an ausgewachsenen Organen durch natürliche oder künstliche Belastung hervorgerufenen Erscheinungen (tote Lastkrümmungen) lehren, dass sich dabei die tote und auch die nicht mehr wachsende lebende Substanz so verhält wie jene festen Körper, welche die neuere Physik als „fliessende" bezeichnet.

Von den toten sind die vitalen Lastkrümmungen zu unterscheiden, welche sich an noch in starkem Wachstum befindlichen Organen vollziehen. Diese sind dadurch charakterisiert, dass das Organ durch Wachstum reagiert, indem dadurch die Krümmung entweder fixiert oder in eine andere Krümmung übergeführt wird. Das Nicken der Blüten von *Convallaria majalis*, von *Symphytum tuberosum* und *Forsythia viridissima* beruht auf vitaler Lastkrümmung, welche während des Aufblühens fixiert wird. Auch das Nicken der Blütenknospe des Mohns ist eine vitale Lastkrümmung, aber komplizierter Art. Der durch die Last der Blütenknospe eingeleiteten passiven Krümmung des Blütenstiels folgt eine aktive, welche aber nicht, wie bisher angenommen wurde, auf positivem Geotropismus, sondern, wie die Klinostatenversuche beweisen, auf Epinastie beruht.

Es gibt Blüten und Blütenteile mit ausgesprochenem negativen und andere mit ausgesprochen positivem Geotropismus.

Die Zweigrichtung wird durch zwei antagonistische Wachstumsbewegungen hervorgerufen, und zwar durch Epinastie und negativen Geotropismus. Der Grad der epinastischen Gegenwirkung bedingt die Neigung der Zweige, welche bei geringer Epinastie fast Null ist, z. B. bei *Populus pyramidalis*, oder bei starker Epinastie zur horizontalen Richtung führen kann, z. B. bei Ulmen. Hyponastie in Kombination mit negativem Geotropismus konnte in keinem Falle nachgewiesen werden.

Die Epinastie steht ihrem Grade nach mit der Wachstumsstärke in einem bestimmten Verhältnis. Sie hat nach den bei Bäumen und Sträuchern angestellten Beobachtungen ihr Minimum bei sehr geringer und übermässig hoher, ihr Maximum bei mittlerer Wachstumsstärke. Deshalb wachsen sowohl verkümmerte Triebe als die übermässig ernährten Lodentriebe von Ulmen und Linden vertikal nach aufwärts, und deshalb erhebt sich nach Entfernung des Gipfeltriebes ein Wirteltrieb der Fichte oder Tanne senkrecht empor an Stelle des Gipfeltriebes.

Die Epinastie stellt sich fast immer als eine vererbte Eigenschaft dar und ist dann immer an die morphologische (also nicht einfach an die physikalische) Oberseite der Sprosse geknüpft. Seltener, z. B. an den Zweigen einiger Holzgewächse, erscheint sie uns als eine in der Individualentwickelung erworbene Eigenschaft.

88. **Wiesner, J.** Regulierung der Zweigrichtung durch „variable Epinastie". (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 821—827.)

An *Goldfussia anisophylla* kann man leicht das Zusammenwirken von negativem Geotropismus und Epinastie beobachten. Durch genaueres Studium ist festzustellen, dass bei dieser Pflanze der Grad der Wachstumsfähigkeit mit

Digitized by Google

dem Grade der Epinastie nicht parallel geht. Hiervon ausgehend, hat Verf. das Verhältnis der Epinastie der Sprosse zu deren Wachstumsstärke bei anderen Gewächsen verfolgt und die Rückwirkung dieser „variablen Epinastie" auf die Zweigrichtung studiert. Der häufigste Fall scheint der zu sein, den *Goldfussia* zeigt, welcher dadurch charakterisiert ist, dass die stärkste Epinastie bei mittlerer Wachstumsstärke erreicht wird und von hier aus sowohl mit Abnahme als mit Zunahme der Wachstumsstärke die Epinastie sinkt. Ein anderer Fall ist durch die Sprosse von *Ampelopsis hederacea* repräsentiert. Hier steigt mit zunehmender Wachstumsintensität die Epinastie, bei schwachem Wachstum unterbleibt sie gänzlich.

Diese Fälle beziehen sich auf ein durchschnittliches Gesamtwachstum. Beachtet man aber die grosse Periode eines Sprosses, so ergeben sich zahlreiche mögliche Fälle, von welchen Verf. folgende konstatiert hat:

1. Die anfangs stark ausgesprochene Epinastie hält später dem negativen Geotropismus das Gleichgewicht, so dass die anfangs nach abwärts gekrümmten Sprosse später horizontal weiter wachsen. Beispiel: Normal wachsende Seitensprosse der Ulme. Die hierher gehörigen Fälle stellen sich in jene Kategorie, welche von Frank u. a. als Transversalgeotropismus bezeichnet wurde.
2. Der anfängliche negative Geotropismus geneigter Sprosse, welcher sich in einem konkaven Aufwärtskrümmen des Sprossendes zu erkennen gibt, wird durch Epinastie so weit überwogen, dass die konkave Krümmung der Sprosse schief, aber geradlinig nach oben gerichtet ist. Beispiel: *Philadelphus coronarius*. Hierher gehört zum mindesten ein Teil jener Fälle, welche von Pfeffer als „Eigenrichtung", von Czapek als „Autotropismus" bezeichnet wurden.
3. Die bereits im Beginn des Wachstums klar zum Ausdruck gelangende Epinastie bleibt während der ganzen grossen Periode des Wachstums erhalten *(Goldfussia anisophylla)*, so dass das Sprossende zu jeder Zeit nach oben konvex bleibt, oder es stellt sich am Ende der grossen Periode infolge Erlöschens der Epinastie eine lokale, negativ geotropische Hebung der Sprosse am basalen Ende ein (*Araucaria excelsa*).

Verf. erläutert diese Typen durch einige charakteristische Beispiele, nämlich *Ulmus campestris*, *Araucaria excelsa* und *Abies excelsa*, und fügt hieran kurze Bemerkungen über amphitrophe Sprossbildung. In einer ausführlichen Abhandlung gedenkt er eingehend auf diesen Gegenstand zurückzukommen.

89. **Neubert, Richard.** Untersuchungen über die Nutationskrümmungen des Keimblattes von *Allium*. (Jahrb. wiss. Bot., XXXVIII, 1902, p. 119—145, mit 9 Textfiguren.)

Aus den Versuchen des Verf. ist zu folgern, dass die Nutationskrümmungen des Keimblattes von *Allium* und anderen untersuchten Vergleichspflanzen ihrer Anlage nach autonom sind. Die weitere Ausgestaltung wird jedoch durch den negativen Geotropismus, welcher die Krümmungsebene bestimmt, und durch die Beschaffenheit des Substrates, durch welche ein mehr oder minder scharfes Knie bedingt wird, beeinflusst. Der Ausgleich der Krümmung ist der Hauptsache nach ebenfalls autonom; der Schwerkraft kommt aber auch hierbei ein gewisser richtender Einfluss zu. Bezüglich der bei *Allium* auftretenden Protuberanz konnte nachgewiesen werden, das die Ausbildung derselben davon abhängig ist, wie tief die Samen in den Boden gebracht werden, und zwar sind die wirkenden Faktoren im einzelnen Dunkelheit und Reibung.

Digitized by Google

90. **Linsbauer, K.** Über eine periodische Bewegung der Laubblätter von *Broussonetia*. (Öst. B. Z., LII, 1902, p. 84.)

Die Laubblätter von *Broussonetia papyrifera* führen, wenn sie peripherisch stehen und „panphotometrische" Ausbildung zeigen, Bewegungen in der Art aus, dass der Winkel, den die Spreitenhälften einschliessen, sich periodisch vergrössert und verkleinert. Morgens und abends ist der Winkel am grössten, mittags am kleinsten. Die Änderungen von Feuchtigkeit und Licht besitzen den grössten Einfluss auf diese Bewegung. Zunehmende Feuchtigkeit und abnehmende Lichtintensität bewirken eine Öffnungsbewegung und umgekehrt. Die Bewegungen werden wohl durch wechselnde Spannungsverhältnisse, welche in erster Linie durch die Transpiration beeinflusst werden, hervorgerufen. Daraus erklärt sich auch der grosse Einfluss des Windes auf die Schliessbewegung der Blätter; er bewirkt ein Aufkrümmen der Blattränder. Ob auch die Hygroskopizität der Membranen bei der Bewegung im Spiele ist, lässt Verf. dahingestellt.

91. **Rodrigue, A.** Sur l'anatomie et le mouvement de *Porliera hygrometrica*. (B. Hb. Boiss., II. sér., II, 1902, p. 898.)

Die zur Familie der Zygophylleen gehörige *Porliera hygrometrica* zeigt auffallende periodische Bewegungen der Blätter, die aber nicht, wie es der Name vermuten lässt, durch die Luftfeuchtigkeit, sondern allein durch das Licht bedingt werden. Die Schlafstellung der Blätter dauert von 6 Uhr abends bis 8 Uhr morgens, ja oft bis Mittag. Das Blatt besitzt kein eigentliches Bewegungspolster. Die Krümmungen werden am Grunde des Blattes durch eine Veränderung im Turgor des Rindengewebes veranlasst.

92. **Adamovic, Lujo.** O spavanju kud biljaka. (Über nyctitropische Bewegungen der Pflanzen.) (Kolo, Heft VIII, Belgrad, 1901.)

Nach einem Ref. im Bot. Centralbl., 89, 1902, p. 565, werden nach einer Erörterung dieses Bewegungsvermögens sämtliche der serbischen Flora angehörenden nyctitropischen Pflanzen aufgeführt.

98. **Voss, Wilhelm.** Neue Versuche über das Winden des Pflanzenstengels. (Bot. Z., LX, 1902, I. Abt., p. 231—252, mit Tafel XI und XII und 5 Textfiguren.)

Verfasser untersuchte zunächst, ob das Licht imstande ist, die Lage des windungsfähigen Gipfels im Raume in irgend einer Weise zu bestimmen. Die mit *Phaseolus multiflorus*, *Convolvulus sepium* und *Bowiea volubilis* ausgeführten Versuche zeigten, dass sich die einzelnen Pflanzenarten recht verschieden verhalten. Nur *Bowiea* konnte durch einseitige Beleuchtung so stark beeinflusst werden, dass die Pflanze nicht imstande war, neue Windungen anzulegen.

Weitere Beobachtungen beziehen sich auf die Bewegung rotierender Gipfel von *Phaseolus* und *Bowiea*. Bei beiden Pflanzen tritt zeitweise ein starkes Strecken des Gipfels ein, das bei beiden Pflanzen dadurch hervorgerufen wird, dass die einzelnen Stengelquerschnitte, von unten nach oben fortschreitend, in einer sehr schnell steiler werdenden Schraubenlinie, die in eine vertikal gerichtete Gerade übergehen kann, aufwärts geführt werden. Nach der Streckung erfolgt eine Krümmung des Gipfels, bei der wieder die einzelnen Stengelquerschnitte eine Schraubenlinie, diesmal eine flacher werdende, beschreiben, bis der Spross die rotierenden Gipfeln eigentümliche Lage erreicht hat. Bei *Phaseolus* war die Bewegung der einzelnen Querschnitte stets von derselben Richtung, stets linksläufig. Ebenso verhielten sich ältere Sprosse von *Bowiea*, während bei jüngeren Achsen dieser Pflanze nach der Streckung

Digitized by Google

häufig eine Änderung der rotierenden Bewegung eintrat. Die Wachstumserscheinungen, die bei diesen Pflanzen eine „Greifbewegung" veranlassen, sind identisch mit denjenigen, die bei *Bowiea* einer Änderung der Rotationsrichtung vorangehen.

Das Verhalten windender Pfanzen am Klinostaten zeigt, dass aus unbekannten Gründen eine Längszone am Stengel im Wachstum bevorzugt ist. In unregelmässiger Weise geht dieselbe auf die verschiedenen Kanten des Stengels über, so dass der Gipfel eine der undulierenden Nutation ähnliche Bewegung ausführt. Durch den Einfluss der Schwerkraft wird die Lage der im Wachstum begünstigten Zone am Stengel in bezug auf die Schwerkraftsrichtung fixiert. Eine Verlagerung dieser Zone am Stengel muss deshalb, bei gleichbleibender Schwerkrafteinwirkung, auf einer Änderung der Reaktionsfähigkeit des Stengels beruhen. Da der Erfolg der Reizwirkung derselbe bleibt, nämlich Fixierung der am stärksten wachsenden Zone am Stengel, so muss der Grund der Änderung in einer Veränderung der Lage der den Schwerkraftreiz aufnehmenden Struktur zu suchen sein. Warum eine solche Umlagerung eintritt, ist völlig unbekannt.

Anhangsweise werden einige sich auf *Celastrus pedunculatus*, *C. scandens* und *Actinidia kolomicta* beziehende Beobachtungen mitgeteilt. Sie zeigen Dimorphismus der Achsen, spätes Auftreten der rotierenden Bewegung an den Sprossen und Abhängigkeit der Blattentwickelung von dem Auftreten der rotierenden Bewegung.

94. **Newcombe, Frederick C.** The rheotropism of roots. (Bot. Gaz., XXXIII, 1902, p. 177—198, 268—288, 841—862, mit 15 Textfiguren.)

Die Versuche des Verfs. erstreckten sich auf 82 verschiedene Pflanzenarten, dazu kommen noch 2 von anderen Autoren untersuchte. Von diesen reagierten 20 positiv rheotropisch, während 14 keine Reizbarkeit zeigten. Es darf somit der Rheotropismus nicht als eine allgemeine Eigenschaft bezeichnet werden. Die verschiedenen Pflanzen erwiesen sich als in sehr verschiedenem Grade durch fliessendes Wasser reizbar. Die 14 nicht reizbaren Pflanzen gehörten 9 Familien, die 20 reizbaren 6 Familien an.

Aus den Versuchen geht hervor, dass Geschwindigkeiten von über 1000 cm per Minute im allgemeinen negative (mechanische) Krümmungen veranlassen. Das Optimum der Geschwindigkeit liegt zwischen 100 und 500 cm p. M.; Geschwindigkeiten unter 50 cm bedingen nur kleine Reaktionen.

Die latente Periode des Rheotropismus wurde von Berg für *Zea mays* als eine Stunde, von Juel für *Vicia sativa* als zwei Stunden bestimmt. Die eigenen Versuche des Verfs. zeigten, dass sie für die verschiedenen Pflanzen sehr differiert, dass sie aber für alle, im Vergleich zu der des Geotropismus, lang ist.

Es konnte ferner sicher nachgewiesen werden, dass die eigentliche Wurzelspitze rheotropische Reizbarkeit besitzt. Bei *Raphanus sativus* zeigten sich aber die Wurzeln auch noch mehr als 15 mm vom Scheitel entfernt als rheotropisch reizbar. Während die Reizbarkeit im allgemeinen unmittelbar neben der streckungsfähigen Zone aufhörte, erstreckte sich bei *Raphanus*, und wahrscheinlich noch bei anderen rheotropisch reagierenden Pflanzen, die empfindliche Area 10 und mehr Millimeter weiter.

Der Rheotropismus ist nicht auf die primäre Wurzel beschränkt, sondern findet sich auch an sekundären Wurzeln. Wenn sich auch die meisten Versuche auf Sämlinge bezogen, so konnten doch die mit älteren Pflanzen von 5

Digitized by Google

verschiedenen Arten angestellten Versuche den Schluss rechtfertigen, dass der Rheotropismus bei einer Pflanze im Laufe der Entwickelung vom Sämling zur erwachsenen Pflanze weder gewonnen, noch verloren werden kann.

In bezug auf die Natur des Rheotropismus ist Verf. zu keinem abschliessenden Ergebnis gelangt; er neigt auch jetzt noch der Ansicht zu, dass er als eine Reaktion auf Druck aufzufassen sei.

95. **Newcombe, Frederick C.** The sensory zone of roots. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 429—447, with a fig. in the text.)

Verf. hat Sämlinge mehrerer Pflanzenarten auf die für Rheotropismus empfindliche Zone untersucht, indem er die Wurzeln teilweise in Glasröhren steckte und sie dann so rotieren liess, dass die Röhren der Rotationsachse parallel gerichtet waren. Er kam zu dem Ergebnis, dass auch Zonen, die jenseits der wachstumsfähigen Region liegen, für den rheotropischen Reiz empfänglich sind. So waren die Wurzeln von *Zea Mays* noch 10 mm von der Grenze der wachstumsfähigen Zone reizbar, ebenso die Wurzeln von *Fagopyrum esculentum* 9 mm, die von *Helianthus annuus* 8 mm, die von *Brassica alba* und *Raphanus sativa* sicher 10 mm und wahrscheinlich noch 15—20 mm weit reizbar. Die Rotation dauerte etwa 12 Stunden, die Geschwindigkeit mag zwischen 100 und 500 cm per Minute betragen haben.

Eine biologische Bedeutung scheint der Rheotropismus bei den untersuchten Pflanzen nicht zu besitzen. Die Natur des Reizes bleibt dunkel. Gewöhnlich wird der Druck des Wasserstroms als wirksam angenommen; aber andererseits ist Thigmotropismus für diese Wurzeln nicht nachgewiesen, so dass man nicht den Rheotropismus mit Thigmotropismus identifizieren darf.

96. **Newcombe, Frederick C.** The sensory area of the roots of land plants. (Science, N. S., XV, 1902, p. 454—455.)

Vortrag, gehalten auf dem Meeting Bot. Centr. States.

97. **Mendelssohn, Maurice.** Recherches sur la thermotaxie des organismes unicellulaires. (Journ. physiol. path. gén., IV, 1902, p. 398—409, mit 6 Textfiguren.)

98. **Mendelssohn, Maurice.** Recherches sur l'interférence de la thermotaxie avec d'autres tactismes et sur le mécanisme du mouvement thermotactique. (Journ. physiol. path. gén., IV, 1902, p. 475—488, mit 5 Textfig.)

99. **Mendelssohn, Maurice.** Quelques considérations sur la nature et le rôle biologique de la thermotaxie. (Journ. physiol. path. gén., IV, 1902, p. 489 à 496.)

100. **Fitting, Hans.** Untersuchungen über den Haptotropismus der Ranken. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 878—882.)

Verf. berichtet über die Hauptergebnisse von Untersuchungen über den Haptotropismus der Ranken, während eine ausführlichere Darstellung derselben später erfolgen soll.

Auf Grund seiner Erfahrungen unterscheidet Verf. nach der Verteilung der Reaktionsfähigkeit a) allseits gleich reagierende Ranken (*Cissus*, *Cobaea*, *Eccremocarpus* u. a.) und b) nicht allseits gleich reagierende Ranken (*Passiflora*, viele Cucurbitaceen).

Eine jede Kontaktkrümmung findet bei sämtlichen Ranken stets genau nach der Angriffsstelle des Reizes hin statt, indem diese konkav wird. Auch bei Flankenreizung der nicht allseits reagierenden tritt also eine reine Seitenkrümmung ein, obwohl doch die Unterseite besonders reaktionstüchtig ist.

Aus diesbezüglichen Versuchen zieht Verf. den Schluss, dass bei den

Digitized by Google

nicht allseits reagierenden Ranken auch die Oberseite einen hohen Grad von Empfindlichkeit besitzt. Trotzdem vermag ein daselbst gesetzter Impuls doch keine oder keine der unteren auch nur annähernd entsprechende Krümmung herbeizuführen, sondern nur die nach Reizung der Unterseite eintretende Reaktion zu hemmen. Diese Hemmung setzt uns allein in den Stand, etwas von der hohen Sensibilität zu erfahren. Die Ranken liefern somit ein neues Beispiel dafür, dass eine Empfindlichkeit auch Zellen zukommt, auf deren Reizung nicht eine Reaktion folgt. Und zwar ist es hier Verf. gelungen, solche Zellen innerhalb der perzeptions- und reaktionsfähigen Zone nachzuweisen.

Bezüglich der Mechanik der nach kurz andauerndem Kontakt eintretenden Rankenkrümmungen konnte Verf. feststellen, dass an allen untersuchten Ranken (*Passiflora*, *Pilogyne*, *Bryonia*, *Sicyos*, *Actinostemma*, *Lathyrus*, *Cissus*, *Cobaea*) dieselbe Mechanik vorliegt. Als Beispiel führt Verf. genauere Daten für *Sicyos angulatus* an.

Aus den Untersuchungen des Verf. ergibt sich, dass die von Darwin begründete Theorie nicht richtig sein kann und dass die von Sachs und de Vries insofern nur bedingt richtig ist, als wohl die konvex werdende Flanke im Wachstum beschleunigt, die konkave aber nicht absolut verlangsamt, sondern ebenfalls beschleunigt wird. Die Krümmungen der Ranken werden also nur verständlich unter Annahme einer Reizleitung von der Kontaktstelle nach der sich verlängernden Konvexseite. Dieselbe erfolgt weit schneller, als sonst bisher für tropistisch wirkende Reize beobachtet wurde. Nach Ansicht des Verf. ist Turgorerhöhung an der Krümmung nicht beteiligt.

Die Kontaktkrümmungen der Ranken unterscheiden sich somit von allen übrigen tropistischen Reaktionen hinsichtlich ihrer Mechanik. Während im allgemeinen die Wachstumsintensität nur auf der einen Flanke absolut beschleunigt, auf der anderen dagegen vermindert zu sein pflegt, konnte Verf. bei den Ranken eine bedeutende Beschleunigung auch in der Mittelzone und in Zonen der konkaven Flanke nachweisen. Der Haptotropismus unterscheidet sich auch darin von allen anderen Tropismen, als hier allein mit Sicherheit zu erkennen ist, dass an der Perzeption nicht sämtliche Zellen des reagierenden Querschnittes oder sämtliche peripheren Zellen, sondern nur einige wenige, an der Kontaktstelle beteiligt sind.

Weitere Versuche des Verf. sind darauf gerichtet, die zwischen Krümmung und Rückkrümmung bestehenden Beziehungen aufzuhellen, sowie die Frage zu beantworten, wie sich die Ranke bei und nach Umschlingung einer Stütze verhält.

101. **Newcombe, Frederick C.** Sachs' angebliche thigmotropische Kurven an Wurzeln waren traumatisch. (Beih. Bot. Centralbl., XII, 1902, p. 243 bis 247.)

Die von Sachs an den Wurzeln von Sämlingen von *Pisum*, *Phaseolus*, *Vicia* und *Zea* bei Reizung mit Stecknadeln oder Holzstäbchen beobachteten Krümmungen sind nicht als eine Reiz- oder traumatische Wirkung durch den Druck aufzufassen, da sich die genannten Wurzeln bei Verwendung von Glasnadeln als nicht reizbar erweisen. Sie sind vielmehr dem traumatischen Einfluss des schädlichen Materials zuzuschreiben, das von der Pflanze aus den sie berührenden Gegenständen aufgenommen wird.

102. **Rothert, W.** Zur Terminologie der taktischen Reizerscheinungen. (Bot. Z., LX, 1902, II. Abt., p. 17—24.)

Digitized by Google

Die Mitteilung, die sich an die im Jahre 1901 erschienene grössere Abhandlung (vgl. Bot. J., XXIX, II, p. 228) anschliesst, ist durch ein in der Bot. Z. gegebenes Referat veranlasst und soll zur Klärung der Anschauungen über die Prinzipien der wissenschaftlichen Terminologie beitragen.

103. **Nagel, Willibald A.** Einige Bemerkungen zu Rotherts Aufsatz: Zur Terminologie der taktischen Reizerscheinungen. (Bot. Z., LX, 1902, II. Abt., p. 24–26.)

Erwiderung auf die vorstehend referierte Arbeit.

104. **Darwin, Francis.** The movements of plants. (Nature, London, LXV, 1901—1902, p. 40—44, mit 6 Textfiguren.)

Wiedergabe einer Evening lecture, gehalten vor der British Association zu Glasgow am 16 Sept. 1901.

Der Vortrag gibt eine zusammenfassende Übersicht der interessanteren an Pflanzen zu beobachtenden Bewegungserscheinungen.

105. **Czapek, F.** Neuere Auffassungen und Methoden bezüglich der Reizbewegungen der Pflanzen. (Deutsche Arbeit, I, 1902, Heft 12, p. 915—928.)

Populär gehaltener Aufsatz über Reizbewegungen.

106. **(Anonym.)** Die Bewegungsorgane der Sinnpflanzen. (Lehrmittel-Sammler-Zeitschrift, Trautenau, IV, 1902, p. 155—158, 218—222.)

107. **Wiedersheim, Walther.** Über den Einfluss der Belastung auf die Ausbildung von Holz- und Bastkörper bei Trauerbäumen. (Jahrb. wiss. Bot., XXXVIII, 1902, p. 41–69.)

Aus vergleichenden Untersuchungen ergibt sich, dass bei den Trauervarietäten von *Fraxinus excelsior*, *Caragana arborescens*, *Sorbus aucuparia* und *Fagus silvatica* eine Verlängerung sowohl der Holzzellen als auch der Gefässe im Vergleich mit den entsprechenden Elementen der aufrechten Formen zu konstatieren ist. Ein umgekehrtes Verhalten zeigten dagegen *Corylus Avellana* und *Ulmus montana*.

Verf. stellte sodann Versuche an, die den Zweck hatten, zu prüfen, ob durch Belastung wachstumsfähiger, einjähriger Längstriebe von Trauervarietäten eine Veränderung im mechanischen Gewebe zu erzielen sei. Diese hätte entweder in der Form einer Hypertrophie, also einer Verdickung und Verlängerung der einzelnen Elemente bei gleicher Anzahl der Zellen, oder unter dem Bilde einer Hyperblasie, als eine Vermehrung der einzelnen Zellelemente, auftreten können. Als positives Ergebnis konnte bei sämtlichen der Belastung unterworfenen Zweigen eine Verkürzung der Holzzellen festgestellt werden. Eine Verstärkung der Holzzellen, d. h. eine Verdickung ihrer Wände, zeigte sich nicht; auch ergaben sich keine Unterschiede im Gesamtaufbau des Holzkörpers, in der relativen Dicke und Mächtigkeit desselben zum Gesamtquerschnitt, in der Anordnung der Gefässe und Markstrahlen und in der Zahl der Holzzellen; ebensowenig liess die Holzreaktion mit Phloroglucin-Salzsäure einen Unterschied zwischen belasteten und unbelasteten Objekten erkennen. Dasselbe gilt für die Vergleiche der einzelnen Bastbündel. Mit Ausnahme eines Falles ist weder eine Hypertrophie noch eine Hyperblasie der einzelnen Elemente des Hartbastes nachzuweisen gewesen. *Corylus Avellana* war das einzige Beispiel einer durch die Belastung erzeugten Verstärkung des Bastringes; und zwar beruht dieselbe auf Hyperblasie der Bastelemente.

Der Grund der im allgemeinen beobachteten Reaktionslosigkeit ist nach Verf. wohl darin zu suchen, dass die angewandten Belastungen die Reiz-

Digitized by Google

schwelle, hinter welcher die Vermehrung und Verstärkung der mechanischen Elemente einsetzt, überhaupt nicht erreichten.

108. **Moebius, M.** Über das Welken der Blätter bei *Caladium bicolor* und *Tropaeolum majus*. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 485—488.)

Wenn die Blätter von *Caladium bicolor* welk werden, so biegt sich der Blattstiel nahe über der Erde etwa halbkreisförmig nach abwärts, so dass das obere gerade Stück des Blattstiels mit der ansitzenden Spreite schräg nach unten gerichtet ist. Diese Biegung erfolgt nicht durch Schlaffwerden des Gewebes an der gekrümmten Stelle, sondern durch stärkeres Längenwachstum des Gewebes an der später konvex erscheinenden Oberseite des Blattstiels. Die Krümmung ist als eine Reizwirkung anzusehen, die von der Blattfläche ausgeht und durch das Welkwerden oder Absterben von deren Zellen veranlasst wird. Schneidet man von einem noch ganz frischen Blatt die Spreite dicht unter ihrem Ansatz ab, so erfolgt ebenfalls ein Sichabwärtsbiegen des Stiels in derselben Weise, als ob das Blatt welk würde. Verf. nimmt an, dass bei den operierten Blättern die an der Schnittfläche absterbenden Zellen und die in ihnen auftretenden stofflichen Veränderungen dieselbe Wirkung auf die tiefer liegenden Gewebe ausüben, wie die normalerweise in der Spreite absterbenden Zellen. — Die biologische Bedeutung der Erscheinung ist die, dass durch die Abwärtskrümmung des Stiels die welke und nicht mehr funktionierende Blattspreite entfernt und den jungen nachwachsenden Blättern für die Entfaltung ihrer Spreiten Platz gemacht wird.

Auch bei *Tropaeolum majus* welken die einzelnen Blätter viel rascher, als die Vegetationszeit der ganzen Pflanze dauert, und dafür werden jüngere immer wieder eingeschoben. Mit der Blattspreite welkt hier zugleich der ganze Stiel, und so sinkt die erstere durch ihr eigenes Gewicht herab, da die Tragfähigkeit des Stiels hier wesentlich auf der Turgeszenz seiner Parenchymzellen beruht.

109. **Doroféjew, N.** Beitrag zur Kenntnis der Atmung verletzter Blätter. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 396—402.)

In dieser vorläufigen Mitteilung führt Verf. die wichtigsten Ergebnisse von Untersuchungen an, die er in den Jahren 1895—1897 vorgenommen hat. Aus ihnen geht hervor, dass der Gehalt der Blätter an Kohlenhydraten einen grossen Einfluss auf die Grösse der durch traumatische Eingriffe hervorgerufenen Atmungssteigerung (CO_2-Produktion) ausübt. Ist derselbe gross, so ist die Steigerung keine bedeutende. Sie ist im Gegenteil sehr erheblich, wenn die Blätter einen geringen Gehalt an Kohlenhydraten aufweisen. Dieser Einfluss lässt sich sowohl bei grünen, als auch bei etiolierten Blättern konstatieren.

110. **Kosiński, Ignacy.** Die Atmung bei Hungerzuständen und unter Einwirkung von mechanischen und chemischen Reizmitteln bei *Aspergillus niger*. (Pr. J., XXXVII, 1902, p. 187—204. mit Tafel III.)

Die Arbeit gehört zum grössten Teil in die chemische Physiologie. An dieser Stelle sind nur die folgenden Ergebnisse anzuführen:

Eine plötzliche Änderung in der Konzentration der Nährflüssigkeit zieht eine Änderung der Atmungsenergie nach sich. Beim Übergang von der schwächeren zur stärkeren Konzentration ist es eine Schwächung, bei einem umgekehrten Übergang eine Steigerung der Atmungsenergie. Die Ursache dieser Erscheinung liegt wahrscheinlich in den Folgen osmotischer Verände-

Digitized by Google

rungen; die an diese gebundene Turgorschwankung zieht eine Änderung der physiologischen Funktionen nach sich.

Eine bedeutendere mechanische Beschädigung (Schneiden) verursacht eine Atmungssteigerung um $^1/_5$ der ursprünglichen Energie; geringere Beschädigungen haben keine Wirkung auf die Atmungstätigkeit.

Die durch Hinzufügung von Zinksulfat, Eisen- und Manganchlorid, sowie von unbedeutenden Mengen von Alkaloiden (Cocaïn und Strychnin nitricum) ist Reizerfolg. In derselben Reizbarkeit liegt der Grund für die erhöhte Respirationstätigkeit bei Anwendung von geringeren Äthermengen (0,25—2 %); bei grösseren Gaben tritt ein Sinken ein. Eine 5proz. Ätherlösung in der Nährflüssigkeit oder die mit Äther gesättigte Nahrung hat eine plötzliche Sistierung der Respiration zur Folge.

111. **Ewart, A. J.** On the physics and physiology of the protoplasmic streaming in plants. (Proc. Roy. Soc., LXIX, 1902, p. 466.)

Die Richtung der Plasmaströmung ist nur von inneren Ursachen abhängig. Ihre Geschwindigkeit wird durch die Schwerkraft kaum beeinflusst. Dagegen ist die Temperatur von Wichtigkeit. Die Minimal-, Optimal- und Maximal-Temperatur ist für die verschiedenen Pflanzen und Zellen verschieden. Sie hängt vom Alter und anderen Bedingungen ab. Starkes Licht verzögert die Strömung; schwächeres Licht kann indirekt die Strömung in grünen Zellen beschleunigen. Mechanische Störungen können als hemmende Reize wirken.

Die Nährmittel sind von direktem und indirektem Einfluss auf die Geschwindigkeit der Plasmaströmung. Schwache elektrische Ströme können beschleunigend wirken, starke stets hemmend.

Die einzige Art von Energie, welche fähig zu sein scheint, die Protoplasmaströmung hervorzurufen, ist die Oberflächenspannung. Und diese ist wahrscheinlich bedingt durch elektrische Ströme, welche die sich bewegenden Schichten durchkreuzen und durch chemische Vorgänge in der Substanz des Protoplasmas entstehen. Diese Ströme dürften in der Weise auf die Teilchen des Emulsionsplasmas einwirken, dass sie die Oberflächenspannung auf der Vorderseite verringern oder auf der Hinterseite vergrössern und so eine strömende Bewegung von bestimmter Richtung herbeiführen.

112. **Lopriore, G.** Azione dell' idrogeno sul movimento del protoplasma in cellule vegetali viventi. (S.-A. aus Bollettino Accad. Givenia, fas. LXVI, Catania, 1901, 8 p.)

Eine Entgegnung, zunächst auf Samassa (1898), feststellend, dass in seinen ersten Versuchen Verf. nur versuchsweise den Beweis erbringen wollte, dass Wasserstoff auf die Protoplasmaströmung anders als Kohlensäureanhydrid wirke, welcher infolge der Entziehung von Sauerstoff verderblich wirkt.

Ferner bespricht Verf. in Kürze den Verlauf einer zweiten Reihe von Experimenten. Dabei benutzte er weitere Glaskammern, ähnlich jenen Brefelds, welche mit einem Stahlzylinder, komprimierten Wasserstoff enthaltend, in Verbindung gesetzt wurden. Um jede Spur von Sauerstoff zu entfernen, wurde frische Bierhefe in Hayduckscher Nährflüssigkeit in die Waschflasche gegeben. Die Ausfuhrröhre führte in eine Wulfsche Flasche, worin Weissindigo-Natriumsulphonat gelöst war.

Anfangs erhielt Verf. widersprechende Resultate bezüglich der Protoplasmabewegung in den Staubfädenhaaren von *Tradescantia virginica*, welche auch bei dieser zweiten Versuchsreihe als Beobachtungsmaterial dienten. Das Licht als solches vermochte, wie durch Nebenversuche gezeigt wurde, nicht

Digitized by Google

störend einzuwirken. Massgebend für die ungleichen Resultate zeigten sich die verschiedenen Tagesstunden. Bei Haaren, welche morgens zwischen 6 und 8 Uhr gesammelt wurden, hörte die Protoplasmabewegung schon innerhalb 10 Minuten auf; bei jenen, welche in den Abendstunden untersucht wurden, erst nach zwei Stunden. Die Objekte zeigten in den Mittagsstunden intermediäres Verhalten.

Die Erklärung dafür ist folgende: während des Tages sammeln sich Zuckerarten oder andere Kohlenhydrate in den Zellen an, welche in einem sauerstofffreinen Medium eine intramolekulare Atmung einleiten und daher das Protoplasma in freier Bewegung erhalten. Die am Morgen gesammelten Haare sind dagegen frei von Reservestoffen und daher nicht imstande, eine Atmung, somit eine Protoplasmabewegung einzuleiten. Letztere wäre, wenigstens in den Staubfädenhaaren von *Tradescantia*, keineswegs eine Äusserung normaler Vegetationsprozesse in der Pflanze. Solla.

118. **Trzebiński, M. J.** Über den Einfluss verschiedener Reize auf das Wachstum von *Phycomyces nitens*. (Anzgr. d. Akad. d. Wiss. in Krakau, Math.-naturw. Kl., 1902, p. 112—180.)

Aus seinen Versuchen zieht Verf. folgende Schlüsse:

1. Die mechanischen Verletzungen rufen bei *Phycomyces nitens* infolge einer Turgorerniedrigung, die dabei unvermeidlich stattfindet, eine Verlangsamung des Wachstums hervor. Derselben folgt, wenn die Verletzung keine bedeutende war, eine Periode der Wachstumsbeschleunigung nach. In diesem Falle haben wir in den mechanischen Verletzungen eine Reizwirkung vor uns.
2. Die Beschleunigung der Wachstumsgeschwindigkeit des Sporangienstieles kann auch durch Kontaktreiz der Sporangienköpfchen und durch Einwirkung von Ätherdämpfen herbeigeführt sein, insofern diese nicht zu intensiv sind. In letzterem Falle erfolgt eine Verlangsamung bezw. ein Stillstand des Wachstums.
3. Im Verhalten allen oben erwähnten Reizen gegenüber besteht also zwischen höheren vielzelligen und zwischen einzelligen Pflanzen vom *Phycomyces*-Typus kein Unterschied.

114. **Mariani, G.** Intorno all' influenza dell' umidità sulla formazione e sullo sviluppo degli stomi nei cotiledoni. (Atti Istit. botan. Pavia, Vol. VIII, 1902, S.-A., 32 p.)

Welchen Einfluss die Feuchtigkeit auf die Ausbildung und Entwickelung von Spaltöffnungen an Kotylenblättern ausüben, suchte Verf. an 11 Pflanzenarten nachzuweisen, nämlich an: *Polygonum esculentum* L., *Beta vulgaris* L., *Raphanus sativus* L., *Impatiens Balsamina* L., *Acer Pseudoplatanus* L., *Scandix Pecten Veneris* L., *Lupinus albus* L., *Trifolium incarnatum* L., *Trigonella Foenum graecum* L., *Cucurbita maxima* Duch. und *Calendula officinalis* L. Es wurden Parallelversuche angestellt, in feuchtem und trockenem Raume, einige sogar unter Lichtabschluss.

Die Versuchsobjekte wurden, sobald die in gleiche Töpfe mit gleicher Erde gegebenen Samen zu keimen begannen, unter möglichst gleichen Bedingungen unterhalb grosse Glasglocken gebracht, welche auf Zinktellern in der Weise ruhten, dass mittelst dazwischen geschobener Marmorsteine die Aussenluft zu den Pflanzen unterhalb der Glocken freien Zutritt hatte. Der feuchte Raum wurde mittelst Löschpapierstreifen hergestellt, welche längs der Innenwand der Glocken verliefen und mit ihrem unteren Ende in Wasser

Digitized by Google

tauchten. Ein lufttrockener Raum wurde durch Aufstellung von Schalen mit Ätzkalk unter den Glocken neben den Pflanzen gewonnen. Die Töpfe wurden auf Gestellen aufgestellt und in regelmässigen Abständen mit einer stets und überall gleichen Menge Wassers begossen.

Nach dem Erscheinen der ersten Blätter wurde die Haut der Kotylen in frischem Zustande herabgezogen und an den verschiedenen Stellen: Spitze, Mitte, Grund, sowohl der Ober- als der Unterseite für sich untersucht. Mittelst Millimeterpapiers, manchmal auch mit Entwerfung der Umrisse mit Hix' Embryographen, wurde jedesmal die Anzahl der Spaltöffnungen, dann jene der Zellen pro mm festgestellt, daraus die Mittelziffer für je eine der beiden Flächen berechnet, und endgültig das Verhältnis zwischen Spaltöffnungen und Epidermiszellen gefunden.

Die Ergebnisse lauten: Unter Einwirkung des Lichtes fördert die Feuchtigkeit eine Entwickelung der Keimblattfläche, die Zahl der Spaltöffnungen ist — bezogen auf eine Einheit der Oberfläche — im allgemeinen geringer im feuchten als im trockenen Raume; ebenso ist unter denselben Bedingungen die Zahl der Epidermiszellen im feuchten Raume eine geringere als im trockenen; relativ genommen fördert aber die Feuchtigkeit unter diesen Umständen die Bildung von Spaltöffnungen gegenüber der Produktion von Epidermiszellen. Im Dunkeln werden dagegen, infolge der Feuchtigkeit, weit weniger Spaltöffnungen gebildet. Solla.

115. **Kindermann, Victor.** Über die auffallende Widerstandskraft der Schliesszellen gegen schädliche Einflüsse. (S. Ak. Wien, Math.-naturw. Kl., CXI, Abt. I, 1902, p. 490—509. — Öst. B. Z., LII, 1902, p. 864.)

Im Anschluss an Untersuchungen von Leitgeb (1888) und Molisch (1897), durch welche die grosse Widerstandskraft der Schliesszellen gegen höhere Wärmegrade, gegen Fäulnis und gegen niedere Temperaturen erwiesen worden ist, hat Verf. eine grössere Anzahl von Versuchen angestellt, um die Widerstandskraft der Schliesszellen gegen verschiedene andere schädliche Einflüsse zu prüfen. Die Resultate der einzelnen Versuche sind in Tabellenform zusammengestellt. Aus ihnen geht übereinstimmend hervor, dass die Schliesszellen zumeist in hohem Grade gegen verschiedene schädliche Einflüsse widerstandskräftiger sind als die übrigen Blattzellen. Vielfach zeigen auch die Nebenzellen der Spaltöffnungsapparate eine grössere Widerstandskraft.

Analog wie bei den Versuchen von Leitgeb und Molisch gegenüber hohen und niederen Temperaturen erwiesen sich die Schliesszellen auch resistenter gegen Salzsäure, Schwefelsäure, Salpetersäure, Essigsäure, Oxalsäure, Ammoniak, Alkoholdampf, Chloroform, Äther und Leuchtgas, sowie auch gegen Austrocknung.

Die Fähigkeit der Schliesszellen, sich bei Ausschluss der normalen Atmung durch intramolekulare Atmung einige Zeit am Leben zu erhalten, ist nur wenig von der der übrigen Blattzellen verschieden.

Die Ursache der grösseren Widerstandskraft der Schliesszellen — untersucht wurden zahlreiche Vertreter der Farne, Monokotylen und Dikotylen — scheint in der Konstitution des Plasmas zu liegen, wofür besonders die Untersuchungen über die Widerstandskraft gegenüber extremen Temperaturen und Sauerstoffabschluss sprechen.

116. **Mc Callum, William Burnet.** On the nature of the stimulus causing the change of form and structure in *Proserpinaca palustris*. (Bot. G., XXXIV, 1902, p. 98—108, with 10 fig.)

Digitized by Google

Aus den Versuchen des Verfs. ergibt sich, dass die Wasserform von *Proserpinaca palustris* weder durch Beleuchtungsverhältnisse, noch Ernährungsbedingungen, noch Temperaturverhältnisse, noch den Gasgehalt des Wassers, noch durch Kontaktreiz veranlasst wird. Der einzige Faktor, welcher konstant ist in allen Fällen, in denen sich die Wasserform der Pflanze bildete, ist das Aufhören der Transpiration und der dadurch bedingte grössere Wassergehalt des Protoplasmas.

117. **Schellenberg, H. C.** Untersuchungen über die Lage der Bestockungsknoten beim Getreide. (Sonderabdr. aus Forsch. a. d. Gebiete d. Landwirtsch. [Festschrift z. Feier d. 70. Geburtst. v. Prof. Dr. Ad. Kraemer], Frauenfeld, 1902, 82 p., gr. 8°, mit 7 Textfig.)

Lässt man Getreidekörner in verschiedener Bodentiefe keimen, so entwickelt sich die Hauptmasse der Wurzeln am Halm der jungen Pflanzen immer unmittelbar unter der Erdoberfläche, in 1—2 cm Bodentiefe. An der gleichen Stelle entstehen die Seitentriebe. Diejenigen Knoten, aus welchen sich diese Organe entwickeln, werden als „Bestockungsknoten" bezeichnet. Es werden je nach der Saattiefe die unterhalb dieser Stelle sich befindenden Halmteile ungleich lang ausgebildet; je nach der Tiefenlage des Kornes wird der erste oder einer der folgenden Knoten zum Bestockungsknoten.

Es wird wohl allgemein angenommen, dass als Hauptursache dieser eigentümlichen Erscheinung das Licht zu betrachten ist. Doch trifft man über die Art und Weise, wie das Licht in diesen Lebensprozess eingreift, verschiedene Auffassungen. Um diese näher zu prüfen, beschritt Verf. den experimentellen Weg.

Verf. untersuchte zunächst das Verhalten der Keimlinge bei Verdunkelung, indem er Getreidekeimlinge unter völligem Lichtabschluss so lange wachsen liess, bis sie aus Nahrungsmangel abstarben. Diese Versuche zeigten zunächst, dass die normale, regelmässige Lage der Bestockungsknoten bei den auf freiem Felde sich entwickelnden Getreidepflanzen in der Tat die Folge der Lichtwirkung ist, denn einmal entwickeln sich die Glieder, die durch ihr Wachstum die Normallage dieser Knoten herbeiführen, im Dunkeln unabhängig von der Saattiefe zu annähernd gleicher Länge, andererseits werden die Ansatzstellen der Keimscheide beim Hafer und der zweite Knoten bei Roggen, Weizen und Gerste, die unter normalen Verhältnissen sich zum Bestockungsknoten ausbilden, bei verdunkelten Keimlingen regelmässig über die Erdoberfläche emporgehoben, bei oberflächlicher Aussaat bis zu 10 und 12 cm. Ferner zeigte sich, dass die Länge der Keimscheide nicht von der Saattiefe, sondern von der Wirkung des Lichtes abhängig ist. Die Unterschiede in der Länge dieses Organs, die man an Pflanzen des freien Feldes beobachtet, sind auf die durch die Erdbedeckung bewirkte Verdunkelung zurückzuführen. Sie verschwinden in der Hauptsache, sobald die Pflanzen im Dunkeln wachsen müssen.

Eine Reihe weiterer Versuche gab näheren Aufschluss über die Wirkungsweise des Lichtes auf die in Rede stehenden Vorgänge. Auf Grund derselben kommt Verf. zu der folgenden Auffassung:

Einzig die Lichtentziehung oder die Belichtung der Blätter und der Keimscheide vermag die eigenartigen Wachstumserscheinungen in dem gestreckten Keimknoten und in dem ersten und den folgenden Internodien abzuändern. Die Frage der Stellung der Bestockungsknoten bei dem Getreide gehört in das Gebiet der Reizerscheinungen. Genau wie bei jedem anderen Vorgang dieser Art wird der Reiz vom Organ, das den Reiz empfängt, zum

Digitized by Google

Organ, in dem Wachstumserscheinungen auf den Reiz reagieren, fortgeleitet. Organ des Reizempfanges für das Wachstum in dem Keimknoten ist die Keimscheide, für das Wachstum im ersten Internodium das erste Laubblatt, für das Wachstum im zweiten Internodium das zweite Laubblatt; und wahrscheinlich gelingt es, diese Beziehungen weiter auch für die folgenden Internodien darzutun. Die Lage der Knoten kann durch Veränderung der Versuchsbedingungen innerhalb der Grenzen, die dem Wachstum der Pflanzen im Dunkeln durch den beschränkten Nährvorrat im Samenkorn gezogen werden, beliebig verschoben werden. Es bestehen demnach keine Wechselbeziehungen des Wachstums belichteter und unbelichteter Organe, sondern eine durch das Licht bedingte Reizwirkung, die in den Internodien das Wachstum beeinflusst.

Verf. untersuchte dann den Einfluss anderer Faktoren auf die Lage der Bestockungsknoten. Wenn der Keimling sich im Boden befindet, so ist er ganz verdunkelt und eine Belichtung der einzelnen Organe findet in dem Masse statt, wie sie aus dem Boden hervorbrechen. Die Tiefenlage des Samenkorns ist deswegen für die Lage des Bestockungsknotens an der jungen Pflanze von grosser Wichtigkeit.

Bei ganz flacher Saat kann sich der Bestockungsknoten auch nur an der Bodenoberfläche ausbilden; mit Zunahme der Saattiefe kommen auch die Bestockungsknoten tiefer unter die Bodenoberfläche zu liegen. Bis zu ca. 4 cm Saattiefe wird immer der zweite und dritte Knoten zu dem Bestockungsknoten bei Weizen, Gerste und Roggen, während beim Hafer die Ansatzstelle der Keimscheide und die folgenden zweiten und dritten Knoten zum Bestockungsknoten werden. Bezüglich weiterer Einzelheiten muss auf das Original verwiesen werden.

Bei jeder Versuchsreihe kommen individuelle Verschiedenheiten vor. Die kräftigen Individuen vermögen bei gleicher Bestockungstiefe ihre Blätter früher ans Licht zu bringen als schwächliche Exemplare. Man trifft dementsprechend bei gleicher Saattiefe die Knoten bei den kräftigen Pflanzen in tieferer Lage als bei schwächlichen.

Auf freiem Felde sind auch die Unterschiede in der Belichtung wahrnehmbar. Wo durch Bäume, Hecken etc. die Pflanzen beschattet werden, kommt der Bestockungsknoten immer in höhere Lage, als das auf dem gleichen Felde an unbeschatteten Orten der Fall ist. In ähnlicher Weise macht sich geltend, ob die Saat bei trübem oder hellem Wetter aufgeht; im ersteren Falle liegen die Bestockungsknoten höher.

In dem Bestockungsvorgang ist neben der Lage der Bestockungsknoten die Bildung von Wurzeln und Seitentrieben besonders zu unterscheiden. Die Wurzelbildung wird von der Feuchtigkeit der Umgebung stark beeinflusst, während die Bildung von Seitentrieben von der Assimilation neuer Stoffe durch die Blätter abhängt. Je mehr die Saat im Herbst Zeit hat, neue Nahrung zu gewinnen, um so intensiver erfolgt auch die Bildung neuer Seitentriebe.

Neben diesen äusseren Ursachen kommen in dem Bestockungsprozess noch eine Reihe innerer Ursachen in Betracht, die uns grösstenteils unbekannt sind. Die Neigung zur stärkeren oder schwächeren Bestockung hängt von der Sorte und Varietät ab; sie lässt sich auch züchten.

Für die Praxis ist von Wichtigkeit, dass eine relativ flache Saat mit tiefer Lage der Bestockungsknoten für die Überwinterung des Getreides die besten Garantien bietet. Es ist daher vorteilhaft, wenn die Saat bei hellem Wetter aufgeht. Ferner kommt die Form der Oberfläche des Bodens in Be-

Digitized by Google

tracht: eine schollige Beschaffenheit derselben ist günstiger als eine glatte Oberfläche.

Zum Schluss vergleicht Verf. die Lichtwirkung auf das Wachstum der ersten Internodien mit anderen Reizvorgängen.

118. **Vöchting, Hermann.** Über die Keimung der Kartoffelknollen. (Bot. Z., LX, 1902, I. Abt., p. 87—114, mit Tafel III und IV.)

Verf. verwandte zu seinen Versuchen eine Kartoffelrasse, die von den französischen Züchtern als „Marjolin" bezeichnet wird. Sie hat die Eigenschaft, schon bei der Keimung leicht und sicher zur Erzeugung von Tochterknollen veranlasst werden zu können.

Als wichtigstes Resultat ist die Tatsache zu bezeichnen, dass die mit Vortrieben versehenen Knollen der Marjolin bei einer Temperatur, welche die untere Grenze, bei der die Keimung eben beginnt, wenig überschreitet, als Sprossprodukte lediglich Knollen, beim Temperaturoptimum dagegen ausschliesslich Laubsprosse erzeugen; bei jener wird ausserdem ein schwaches, bei dieser ein reiches Wurzelsystem hervorgebracht. Der Experimentator hat es also mit diesem einfachen Mittel in der Hand, die eine oder andere Sprossform entstehen zu lassen.

Die Temperatur selbst wirkt unmittelbar. Der Wachstumsmodus, der unter der einen Temperatur angenommen ist, setzt sich beim Übertragen des Objektes in die andere nicht fort, sondern es tritt der den neuen Bedingungen entsprechende Modus ein.

Die bei hoher Temperatur erzeugten Laubsprosse sind negativ geotropisch; in die nidriege Temperatur übertragen, wachsen sie diageotropisch weiter.

Ähnlich verhalten sich die mit Vortrieben ausgestatteten Knollen auch zu den im Substrat dargebotenen Wassermengen. Gewährt man dem Boden kein Wasser oder nur so wenig, dass die dem Boden eigene Bindekraft grösser ist, als die osmotische Anziehung des Wassers durch die Objekte, dann entstehen fast keine Wurzeln und keine Laubtriebe, wohl aber Knollen. Führt man jedoch dem Boden reichlich Wasser zu, dann bilden sich zahlreiche Wurzeln und zunächst nur Laubtriebe, keine Knollen. Hierbei ist vorausgesetzt, dass die Temperatur für die Laubsprossbildung ausreichend ist.

Von Bedeutung für den Vorgang der Keimung ist ferner der Wasserdampfgehalt der Luft. Hat er nicht die genügende Höhe, so kriechen sowohl die etiolierten, wie die unter dem Einflusse des Lichtes entstandenen Triebe auf dem feuchten Boden hin: sie sind hydrotropisch. Durch eine geeignete Versuchsanstellung lässt sich erreichen, dass die Keimsprosse in der Erde verharren und rhizomartig wachsen.

Hoher Dampfgehalt ist ferner erforderlich für die Entwickelung der Blätter am Sprosse. Fehlt er, so bilden sich bloss Schuppen aus. Es muss jedoch dahingestellt bleiben, ob der Wasserdampf hier direkt auf die Ausbildung der Blattfläche einwirkt, oder ob sich sein Einfluss nur indirekt, durch den Spross, geltend macht.

Der Sauerstoff ist von geringem formativen Einfluss. Bei ausreichend hoher Temperatur verläuft die Keimung formal in derselben Weise, gleichviel ob der Partialdruck des Sauerstoffes normal ist, oder nur 12, 10, 6 oder gar nur 4 cm beträgt. Es entwickeln sich Wurzeln und danach stets Laubtriebe. Bei geringem Drucke ist jedoch der Umfang dieser Gebilde entsprechend klein, und es bilden sich an den Wurzeln auffallenderweise keine Haare.

Digitized by Google

Schliesslich ist noch zu erwähnen, dass man durch Belichtung den Ort der Knotenentwickelung bestimmen kann.

Bezüglich der Deutung der Beobachtungen muss auf das Original verwiesen werden.

VII. Allgemeines.

119. **Mac Dougal, Daniel Trembly.** Elementary plant physiology. 8°, XI a. 188 pp., 108 fig., New York: Longmans & Co., 1902, Price 8 s.

Ein mehr elementar gehaltener Auszug aus dem Practical Textbook (vgl. Bot. J., XXIX, 1901, II, p. 284, No. 121).

120. **Migula, W.** Morphologie, Anatomie und Physiologie der Pflanzen. Sammlung Göschen, No. 141, Leipzig, kl. 8°, 148 p., Preis 0,80 Mk.

Kurze Übersicht der allgemeinen Botanik. Der Physiologie sind nur 27 Seiten gewidmet.

121. **Atkinson, Geo. Francis.** First studies of plant life. Boston, U. S. A., Ginn and Co., 1901, XII a. 159 pp. (Pr. 2 s. 6 d.).

Das reich illustrierte kleine Buch ist für Lehrer und Schüler bestimmt.

122. **Bonnier, Gaston et Leclerc du Sablon.** Cours de botanique. Paris, 1902, Librairie Paul Dupont. 2 vol. compr. environ 2500 p. in 8° et renf. plus de 8000 figures.

Das für Studierende bestimmte Lehrbuch, welches lieferungsweise erscheint, enthält nach der Behandlung der Anatomie einen Abriss der Physiologie. Es wird ferner die Systematik, die Anwendungen auf Landwirtschaft, Industie und Medizin, die experimentelle Morphologie, die Pflanzengeographie, Paläontologie und Geschichte der Botanik umfassen.

128. **Campbell, Douglas Houston.** A university text-book of botany. New York: The Macmillan Company, 1902, 8°, XV a. 579 p., with 498 fig. and 15 pl., Pr. 4,00 dollars. (Ref. in Bot. G., XXXIV, 1902, p. 67.)

Das Buch behandelt die Anatomie, Morphologie, allgemeine Systematik, Physiologie und Ökologie mit besonderer Berücksichtigung des amerikanischen Pflanzenmaterials.

124. **Green, J. Reynolds.** A manual of botany. Vol. II. Classification and Physiology. Edition 2. 8°, XIV a. 515 p., London: Churchill, 1902, Price 10 s.

Der vorliegende Band beendigt die vor 6 Jahren begonnene Neuausgabe von Bentley's Manual.

125. *ΜΗΛΙΑΡΑΚΗΣ, Σπυρ. Ἐγχειρίδιον τῆς Βοτανικῆς. Τεῦχος* 1—3. *Ἐν Ἀθήναις*, 1901—02. (**Miliarakis, Spyr.** Handbuch der Botanik. Mit 400 Abbild. im Text, 8°, Heft 1—3, 884 p., Athen, 1901—1902.) (Ref. im Bot. Centralbl., 89, 1902, p. 582.)

Das erste Lehrbuch der allgemeinen Botanik in neugriechischer Sprache, von einem Schüler von Sachs verfasst.

126. **Panten, J.** Bau und Leben der Pflanzen. Zugleich eine Anleitung zu anatomischen und physiologischen Untersuchungen für Lehrerbildungsanstalten und Mittelschulen, sowie zum Selbstunterrichte. Breslau, 1902, 8°, 140 p., mit 68 Textabbildungen.

Die Gliederung ist: 1. Zelle, 2. Gewebe, 3. vegetative Organe, 4. Fortpflanzungsorgane. Die wichtigsten physiologischen Versuche sind an passender Stelle eingefügt. Die Auswahl ist zweckmässig getroffen.

Digitized by Google

127. **Reed, H. S.** Methods in plant physiology. (Journ. of Appl. Microscopy, V, 1902, p. 1846—1847, 1890—1891, 1927—1928.)

Beschreibung von Methoden für die Anstellung einfacher Laboratoriumsversuche über Pflanzenphysiologie.

128. **Ganong, W. F.** On the teaching of plant physiology to large elementary classes. (Science, N. S., XV, 1902, p. 408.)

Vortrag, gehalten in der Soc. Plant. Morph. and Physiol.

129. **Wagner, A.** Vitalismus? Eine aus der modernen naturwissenschaftlichen Literatur geschöpfte Zusammenstellung von mechanischen Erklärungsweisen für Bewegung, Stoffwechsel und Fortpflanzung der Zelle. Berlin und Leipzig, 1902, 8°, 57 p.

130. **Dennert, E.** Zur Frage nach der Lebenskraft. (Naturw. Wochenschr., XVII, 1902, p. 897—401.)

131. **Reinke, J.** Über einige kleinere, im botanischen Institut in Kiel ausgeführte pflanzenphysiologische Arbeiten. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. [97] bis [100].)

Die erste Mitteilung betrifft von Dr. Max Scheel über nicht transpirationsfähige Gewächse ausgeführte Untersuchungen. Es sind hierunter untergetaucht lebende Wasserpflanzen zu verstehen, die an der Luft alsbald welken und vertrocknen, auch wenn sie mit den unteren Teilen bezw. den Wurzeln in Wasser getaucht sind. Diese Unfähigkeit zur Wasserleitung hängt davon ab, dass jene Pflanzen keine Gefässe besitzen. Treten in untergetauchten Wasserpflanzen einige Gefässe auf, so sind sie bis zu einem gewissen Grade transpirationsfähig, was z. B. von den Blütenschäften von Utricularien gilt. Wurden die lufthaltigen Intercellularräume von *Elodea* und *Vallisneria* unter der Luftpumpe mit Wasser injiziert, so hielten die Blätter sich lange prall ohne zu welken. Die mit Wasser gefüllten Intercellularen wirkten dann als Leitungsröhren. Aus dem Vertrocknen der Algen etc. ergibt sich auch, dass die Micellarinterstitien der Zellwände nicht als Kapillaren zu wirken vermögen.

Eine zweite Mitteilung gehört in die chemische Physiologie.

Eine dritte Mitteilung bezieht sich auf die Festigkeit der Blätter von *Lomatophyllum borbonicum* Willd. Nach den von Dr. Clemens Osterholt ausgeführten Untersuchungen verdanken die steif vom Stamm abstehenden Blätter dieser baumartigen Liliacee ihre Festigkeit lediglich den Zellwänden der Epidermis, des Parenchyms und der Leitbündel, insbesondere aber dem Turgor der Zellen; Bastfasern und Kollenchymzellen fehlen in ihnen gänzlich. Für die Festigkeit werden nähere Daten angeführt.

Die letzte Mitteilung betrifft die Halme von *Triticum junceum*, die zerbrechlich wie Glas sind. Die Zerbrechlichkeit der Fruchtspindel ist als ein Verbreitungsmittel der stets von den äusseren Spelzen umschlossen bleibenden Früchte anzusehen.

132. **Wulff, Thorild.** Botanische Beobachtungen aus Spitzbergen. Lund, 1902, 115 u. III p., 8°, mit 4 Tafeln.

Die Arbeit gliedert sich in 4 Abschnitte:

I. Über die Transpiration der arktischen Gewächse, p. 5—82. Die Beobachtungen wurden zwischen dem 22. Juli und 2. August 1899 auf Spitzbergen ausgeführt, also während des regsten Teiles der kurzen, in diesen Gegenden etwa sieben Wochen umfassenden Vegetationsperiode. Es wurden 14 Messungsserien gemacht, von denen jede 10 für die arktische

Digitized by Google

Flora repräsentative Arten umfasste. Die Messungen verteilen sich auf die verschiedenen Stunden des Tages und der Nacht und sind bei recht wechselnden Witterungsverhältnissen vorgenommen worden. Die Transpirationsgrösse wurde nach der Stahlschen Kobaltprobe an von den Versuchspflanzen abgelösten Blättern gemessen. Es wurde einmal die Zeit notiert, bis die erste Rötung des Papiers bemerkbar wurde, sodann die Zeit, bis die Contouren des Blattes deutlich am Papier hervortraten. Verf. teilt zunächst die meteorologischen Verhältnisse in 14 Versuchsreihen und dann die Transpirationsbeobachtungen an den 10 Versuchspflanzen (*Taraxacum phymatocarpum* Vahl, *Potentilla pulchella* R. Br., *Dryas octopetala* L., *Saxifraga nivalis* L., *S. caespitosa* L., *Papaver radicatum* Rottb., *Cerastium alpinum* L., *Polygonum viviparum* L., *Oxyria digyna* L. (Hill), *Salix polaris* Wg.) in Tabellenform mit und gibt für jede Pflanze die nötigen anatomischen Einzelheiten in bezug auf den Blattbau, sowie eine Zusammenfassung der sich auf die Transpiration beziehenden Beobachtungen. Die allgemeinen Ergebnisse der Studien sind die folgenden:

1. Da die Insolation, Temperatur und Luftfeuchtigkeit während der Vegetationsperiode Tag und Nacht über annähernd konstant bleiben, so fehlt eine Tages- und Nachtperiode der Transpiration.
2. Die Regulationsfähigkeit des transpirierenden Blattes ist im allgemeinen ziemlich beschränkt. Man konstatiert eine deutliche Tendenz, die Transpiration bei den relativ hohen Temperaturen (+ 8 bis + 9 °) und der dabei eintretenden Verminderung der relativen Luftfeuchtigkeit einzustellen.
3. Die Transpiration der arktischen Gewächse ist fast durchgängig erheblich schwächer als bei den Pflanzen aus südlichen Gegenden, was nach Verf. — neben andern Faktoren — das geringe Wachstum und die unerhebliche Substanzvermehrung während der Vegetationsperiode bedingen dürfte. Verf. findet schliesslich die Stahlsche Ansicht bestätigt, dass eine Beziehung zwischen der schwachen Transpiration und dem bei den arktischen Pflanzen reichlichen Vorkommen der Mycorhizabildung besteht.

II. Über das Vorkommen von Anthocyan bei arktischen Gewächsen p. 85—72. Auf Grund eines an 50 Arten (der Hälfte aller in Spitzbergen gefundenen höheren Pflanzen) vorgenommenen Beobachtungsmaterials kann Verf. den Satz aussprechen, dass es eine durchgängig charakteristische Eigenschaft der arktischen Gewächse ist, eine besonders kräftige Entwickelung von Anthocyan und anderen färbenden Substanzen im vegetativen Systeme zu besitzen. Verf. konnte zeigen, dass ähnlich, wie dies Overton für die alpinen Pflanzen nachgewiesen hat, auch für die arktischen Pflanzen ein hoher Gehalt an löslichen Assimilaten zu konstatieren ist, und somit wohl ein naher Zusammenhang zwischen dem Vorkommen von Anthocyan und Glucose (resp. Fructose) bestehen dürfte. An Orten, die durch Vogelexkremente gedüngt sind, fehlt stets die Anthocyanbildung, während dieselben Pflanzen auf dürreren, mageren Lokalitäten stets kräftige Anthocyanausbildung zeigen. Im übrigen wird die Bildung dieses Farbstoffes, sowie auch der intensiven Pigmente der Blüten durch die starke Belichtung und niedere Temperatur jener Gegenden bedingt. Bezüglich der ökologischen Rolle des Pigments

Digitized by Google

schliesst sich Verf. an die Ansichten von Engelmann, Stahl und Pick an.

III. Der Polygonboden („Rutmarken"), p. 75—95. Verf. findet, dass diese Bodenart keineswegs eine selbständige, permanente Vegetationsform ist, sondern eher als ein zeitiges Entwickelungsstadium in einem der Vegetation neu erschlossenen Terrain aufzufassen ist. Der Polygonboden lässt sich unter die Rubrik „Fjeld-Formation" im Sinne Warmings einrangieren.

IV. Floristische Notizen, p. 99—115. An dieser Stelle zu übergehen.

Eine etwa 70 Nummern umfassende Literaturübersicht beschliesst das Buch.

188. **Herzog, Jacob.** Über die Systeme der Festigung und Ernährung in der Blüte. (Inaug.-Dissert.), Freiburg i. d. Schweiz, 1902.

Ausführlichere Darstellung der im vorigen Bericht (Bot. J., XXIX, 1901, II, p. 288) besprochenen Mitteilung.

184. **Goebel, K.** Morphologische und biologische Bemerkungen. 18. Über die Pollenentleerung bei einigen Gymnospermen. (Flora, XCI, 1902, p. 287—255, mit 18 Textfiguren.)

Die verschiedene Art und Weise, wie die Pollensäcke der Nadelhölzer sich öffnen, ist biologisch verständlich. Bei den Abietineen findet eine Öffnung durch Längsspalten da statt, wo die Pollensäcke nach abwärts (oder vertikal) gekehrt sind; dies geschieht da, wo die Blütenachse aufrecht (oder horizontal) ist (*Pinus*, *Picea*). Bei *Larix* sind die männlichen Blüten positiv geotropisch, bei *Abies* u. a. stehen sie auf der Unterseite (oder den Flanken) der plagiotropen Zweige und sind dadurch nach unten gerichtet, eine Stellung, die hier, wie bei *Taxus* wahrscheinlich durch einseitigen Lichteinfall bewirkt wird. An den nach abwärts gekehrten männlichen Blüten öffnen sich die Pollensäcke durch einen schief zur Längsachse gestellten Riss; es entsteht dadurch ein nach unten gerichteter „Ausguss", welcher eine rasche Entleerung des Pollens bedingt.

Bei *Taxus* lösen sich die Seitenteile der Pollensackwand ab, das ganze Staubblatt führt eine „Schirmbewegung" aus, welche eine vollständige Entleerung des Pollens sichert. Diese Schirmbewegung wird ermöglicht durch den Bau des Staubblattes, speziell ein zentrales „Gelenk".

Auch die Pollensäcke von *Ginkgo* drehen sich bei der Öffnung um 90°; die Öffnung erfolgt auf der einander zugekehrten Seite der Pollensäcke. Die Drehung ist auch hier eine Einrichtung, welche die Entleerung des Pollens erleichtert. *Ginkgo* ist die einzige derzeit bekannte Gymnosperme, welche ein Endothecium besitzt. Die Pollensäcke aller anderen untersuchten Gymnospermen haben ein Exothecium. Diese Eigentümlichkeit spricht mit für die Auffassung, welche die Ginkgoaceen als besondere Gruppe von den Coniferen abtrennt.

185. **Copeland, Edwin Bingham.** The mechanism of stomata. (Annals of Botany, XVI, 1902, p. 327—364, with pl. XIII.)

In bezug auf den Öffnungsmechanismus der Spaltöffnungen unterscheidet Verf. folgende Typen, die durch zahlreiche Kombinationen und Übergänge mit einander verbunden sind.

1. Die Spalte öffnet sich mehr durch Veränderung der Form, als durch Dehnung der Wände; und zwar besteht diese Veränderung:

Digitized by Google

a) in einer Zunahme der Tiefe der Schliesszellen, bei der hauptsächlich beteiligt ist
die ganze Wand (mit Ausnahme des dorsalen Teiles): *Medeola, (Equisetum),*
die innere Hälfte: *Mnium,*
die äussere Hälfte: *Funaria,*
die dorsale Hälfte: *Lycopodium,*
die Enden: *Osmunda*;
b) in einer Zunahme der Breite der zarten Spaltöffnung: *Sagittaria.*

2. Die Spalte öffnet sich durch Dehnung der dünnen Rückenwand: *Amaryllis.*
3. Die Spalte öffnet sich durch Veränderung der Form, die, mit oder ohne viel Dehnung, an den Enden der Schliesszellen eintritt, so dass die Rückenwand mit dem passiven Mittelteil der Zelle
gerade rückwärts bewegt wird: Gramineen,
aufwärts und rückwärts bewegt wird: Koniferen.
4. Kombinationen zwischen dem *Amaryllis-* und *Mnium*-Typus: *Helleborus, Amaryllis-* und Gramineen-Typus: *Achillea.*

186. **Vöchting, Hermann.** Zur experimentellen Anatomie. (Nachr. v. d. Königl. Ges. d. Wiss. zu Göttingen, math.-naturw. Kl., 1902, p. 278—288.)

Verf. hat ein- und zweijährige Gewächse durch Entfernung der jung angelegten Blütensprosse zu längerer vegetativer Entwickelung gezwungen und dabei mancherlei abnorme Bildungen beobachtet, die in vielen Fällen als Geschwülste zu bezeichnen sind. An diesen Bildungen, die z. B. beim Kohlrabi an den Blattkissen auftreten, fällt das mehr oder weniger vollständige Schwinden der mechanischen Elemente auf, während zahlreiche dünnwandige Elemente gebildet werden. Auch durch Belastung gelang es nicht in den durch Hypertrophie veränderten Organen die Entwickelung von mechanischen Elementen zu veranlassen. Dagegen konnte in abnorm entwickelten Wirsingpflanzen, die in horizontaler Lage belastet wurden, ein dem I-Trägerprinzip entsprechendes exzentrisches Wachstum hervorgerufen werden.

Verf. zieht aus seinen Untersuchungen den Schluss, dass der ontogenetische Gang der Gewebedifferenzierung von inneren, korrelativen Verhältnissen beherrscht und dass die Bildung der einzelnen Gewebeformen nicht einfach durch das Bedürfnis bestimmt wird. Die Auslösungstheorie genüge hier nicht.

187. **Němec, B.** Über die Folgen einer Symmetriestörung bei zusammengesetzten Blättern. (Bull. internat. de l'Acad. d. sc. de Bohême, 1902, Sep.-Abdr.. 28 p., mit 1 Taf. und 18 Textfig.)

Verf. hat die Folgen von Symmetriestörungen an gefiederten und dreizähligen Blättern untersucht, indem er einzelne Blättchen abschnitt oder durch Eingipsen am Wachstum hinderte. Die unverletzt gebliebenen Blättchen zeigten z. T. bedeutende Richtungsänderungen. Bei *Ptelea mollis* erfuhr auch die Entwickelung des Gefässbündelringes im Blattstiel eine Veränderung der Art, dass derselbe sich an der verwundeten Seite schwächer ausbildete. Die Richtungsänderung der Blättchen wird z. T. durch geringeres Wachstum der Insertionsfläche des operierten Blättchens, z. T. durch Krümmungen des Blattstieles oder der Blattspindel hervorgerufen. Möglicherweise sind diese Krümmungen auf direkte Wirkung der Verwundung zurückzuführen. Doch dürfte auch die von Noll als Morphästhesie bezeichnete Eigenschaft in Betracht kommen. Vermutlich ist diese Reaktion für die Pflanze von Nutzen, indem das Blatt die symmetrische oder asymmetrische Verteilung seiner Spreite wieder herstellt.

Digitized by Google

188. **Church, A. H.** Descriptive morphology. — Phyllotaxis. (The New Phytologist, 1902, p. 49—55.)

Der Aufsatz gibt eine kurze historische Übersicht der verschiedenen Blattstellungstheorien. Zum Schluss weist der Verf. auf seine eigene Theorie hin, welche die logarithmischen Spiralen zur Grundlage nimmt.

189. **Church, Arthur H.** On the relation of phyllotaxis to mechanical laws. Part II. Asymmetrical and symmetrical phyllotaxis. Oxford (Williams and Norgate), 1902. (8°, pp. 79—211, mit vielen Textfiguren und 15 phot. Taf., Fig. 86—80, Preis 5 sh.)

Von der ausführlichen Darstellung der Churchschen Blattstellungstheorie (vgl. Bot. Jahrb., XXIX [1902], II, p. 248) führt der zweite Teil den besonderen Titel „Asymmetrische und symmetrische Blattstellung".

Der I. Abschnitt des Heftes behandelt die normale Fibonacci-Stellung, d. h. die Spiralstellung nach Divergenzen der Schimper-Braunschen Hauptreihe. Verf. bezeichnet die Stellung jedesmal mit den Zahlen der sich orthogonal schneidenden Parastichen, die bekanntlich die Nenner der sukzessiven Näherungswerte des Kettenbruches $\cfrac{1}{1+\cfrac{1}{1+\cfrac{1}{1+\ldots}}}$ darstellen. Als Beispiel gibt er ein konstruiertes Schema für die Stellung (8 + 5), d. h. die Stellung, bei welcher die Dreier- und Fünferzeilen sich orthogonal schneiden. Diese Stellung entspricht der Konstruktion eines Spiralwirbels, bei welchem der Durchmesser des Primordiums des seitlichen Organes gleich der Hälfte des Durchmessers der Achse ist, bis zum Insertionspunkt des betreffenden Gliedes gerechnet. Ebenso entspricht das System (5 + 8) sehr angenähert dem Verhältnis 1 : 8, das System (8 + 13) dem Verhältnis 1 : 5, das System (13 + 21) dem Verhältnis 1 : 8 usw. Einige rein hypothetische Bemerkungen über das Zustandekommen von Systemen mit höheren Zahlen schliessen das Kapitel.

Der II. Abschnitt ist der „konstanten Blattstellung" gewidmet. Neben theoretischen Erörterungen finden sich zur Erläuterung eine Anzahl trefflicher Aufnahmen von Querschnittsbildern durch Knospen von *Araucaria excelsa*, *Podocarpus japonica* und *Sedum elegans*.

Im III. Abschnitt wird zunächst die „steigende Blattstellung" behandelt. Mit Hilfe eigentümlicher Spaltungsregeln, die an die Anschauungen von Ludwig erinnern, wird zu erklären versucht, wie die Blattstellung von einem niedrigeren System zu einem höheren fortschreiten kann. Hieran schliessen sich Bemerkungen über „fallende Blattstellung" und über asymmetrische Konstruktionen in Blütendiagrammen.

Im IV. Abschnitt kommt unter der Bezeichnung „symmetrisch konzentrierter Typus" die Stellung in alternierenden Quirlen zur Erörterung. Auch die zweizeilige Stellung rechnet Verf. in diesen Typus.

Der V. Abschnitt bringt unter dem Namen „asymmetrischer weniger konzentrierter Typus" die Stellungen in gewundenen Zeilen zur Besprechung.

Ein kurzer VI. Abschnitt, der die Überschrift „symmetrischer nichtkonzentrierter Typus" trägt, behandelt die seltene Stellung in superponierten Quirlen.

Der VII. Abschnitt ist den „multijugaten Typen" gewidmet, d. h. den Stellungen mit 2 oder mehr Grundspiralen.

Digitized by Google

Im VIII. Abschnitt endlich kommen die „anomalen Reihen", d. h. die Nebenreihen im Sinne Brauns zur Behandlung. Auch für die letztgenannten Typen werden viele gute Aufnahmen als Beispiele angeführt.

140. **Rosenvinge, L. Kolderup.** Über die Spiralstellungen der Rhodomelaceen. (Pr. J., XXXVII, 1902, p. 838—864, mit Tafel VI.)

Verf. wendet sich hauptsächlich gegen die Arbeit von Seckt über die Blattstellung bei Florideen (vgl. Bot. J., XXIX [1901], II, p. 289, No. 146), durch welche die Ansicht Schwendeners gestützt werden sollte. Verf. führt Beispiele von Florideen an, bei denen kein Kontakt im Sinne Schwendeners vorhanden ist und doch Spiralstellungen zustande kommen. Er weist ferner für mehrere *Polysiphonia*-Arten nach, dass der Ort der Blattbildung schon vor der Bildung des Segmentes angezeigt ist, indem der Segmentkern sich an die Seite legt, wo das Blatt später angelegt wird, und dass die Segmentwand von ihrer ersten Entstehung an, d. h. bevor sie noch fertig gebildet ist, derartig geneigt ist, dass ihr höchster Punkt sich an der Seite befindet, wo das Blatt entstehen wird.

Verfasser kommt so zu dem Schluss, dass die Spiralstellung bei diesen Pflanzen nur aus inneren Gründen entstehen kann. Allerdings ist er nicht imstande, diese anzugeben. Er weist ferner darauf hin, dass die Divergenzen nicht ganz regelmässige seien, so variiert z. B. bei *Polysiphonia violacea* die Divergenz zwischen $^1/_4$ und $^2/_7$. Doch ist die Richtung der Spirale im allgemeinen sehr konstant.

141. **Schwendener, S.** Über Spiralstellungen bei den Florideen. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 471—475.)

Verf. erwidert auf die vorstehend referierte Arbeit. Er bezweifelt z. T. die Genauigkeit der Beobachtungen von Rosenvinge, sowie auch von Falkenberg, bezüglich der angegebenen Divergenzen und geht dann näher auf die angeblich primäre Schiefstellung der Wand in der blatterzeugenden Zelle ein. Er hebt hervor, dass das Streben der Zelle, einem seitlichen Organ die Entstehung zu geben, an und für sich nicht zerlegbar sei; nur die Erscheinungen, welche dieses Streben zur Folge hat, können getrennt ins Auge gefasst werden. In dem Augenblick, in welchem die Kernspindel eine zur Achse schiefe Stellung zeigt, womit zugleich die Neigungsrichtung der künftigen Querwand angedeutet ist, hat auch die Organbildung — nicht etwa bloss die Wandbildung — schon begonnen. Die Zelle operiert genau so, als ob sie wüsste, welche Wandfläche für die junge Anlage nötig ist, und in welcher Richtung sie dieselbe vorwölben soll. Diese Vorwölbung ist in dem vorgesteckten einheitlichen Ziel von Anfang an inbegriffen, und es ist ganz nebensächlich, ob sie etwas früher oder später mikroskopisch erkennbar wird. Die von Rosenvinge beobachtete Schiefstellung der Querwand beweist also nach Verf. weiter nichts, als dass im gegebenen Falle die Neigung zur Blattbildung schon in der Scheitelzelle hervortritt, während sie in anderen Sprossspitzen erst in der zweiten oder dritten Gliederzelle erkennbar ist. Mit der Frage, durch welche Faktoren die Stellung der jungen Anlagen bedingt sei, haben diese Abstufungen nichts zu tun; im einen wie im andern Falle können darüber nur besondere Untersuchungen Aufschluss geben.

142. **Jost, L.** Die Theorie der Verschiebung seitlicher Organe durch ihren gegenseitigen Druck. Zweite Abhandlung. (Bot. Z., LX, 1902, I. Abt., p. 21—48, mit 6 Textfiguren.)

Verf. gibt zu, dass die von ihm und Schumann früher geäusserte An-

Digitized by Google

sicht, dass Schwendener sich die Verschiebung der Organe durch Gleiten auf der Achse gedacht habe, unzutreffend war und dass demgemäss seine Angriffe ihr Ziel verfehlt haben. Er richtet nunmehr an Schwendener die Aufforderung, näher zu erläutern, wie durch Torsion die Stellung gedrängt stehender Organe geändert werden kann. Verf. hält dies für unmöglich.

Tatsächliche Verschiebungen in dem Sinne, dass im Jugendzustande einer Pflanze andere Organe aneinander grenzen als im Alter, sind nach Verf. nirgends zu beobachten. Bei den Koniferen glaubt Verf. schon früher sicher nachgewiesen zu haben, dass der Kontakt von Jugend ab bis zur definitiven Streckung unverändert fortbestehe. Demgegenüber hat Schwendener neuerdings den grösseren Wert auf die Divergenzänderungen gelegt. Alle Bestimmungen Schwendeners leiden nach Verf. an demselben Fehler, nämlich der willkürlichen Festlegung der Orthostiche. Wenn aber wirklich Divergenzänderungen vorkommen sollten, so könnten diese auf ganz anderem Wege Zustande kommen, als Schwendener voraussetzt. Bezüglich der Sonnenblumen haben des Verfs. eigene Untersuchungen ergeben, dass während der Entwickelung der Blütenköpfe nur eine geringe Vergrösserung des Winkels zwischen zwei Parastichen wahrgenommen werden kann; von einem Wechsel des Kontaktes, von einem Fortschreiten der Kontaktzeilen in dem Sinne, dass in der Jugend 84er und 55er, später nur 55er und 89er als Kontaktzeilen vorhanden wären, kann nach Verf. gar keine Rede sein. Auch Schwendeners eigene Beobachtungen sollen nach Verf. zu demselben Resultat führen, wenn man sie objektiv betrachtet.

Verf. spricht die Resultate seiner Untersuchung, kurz zusammengefasst, in den folgenden Sätzen aus:

I. Es gibt auch heute noch keine Tatsachen aus dem Gebiete der Botanik, die zur Annahme einer nachträglichen Verschiebung angelegter Organe im Sinne Schwendeners nötigten.

II. Wenn es aber solche Tatsachen gäbe, dann wäre der Prozess der Verschiebung erst aufzuklären.

148. Schwendener, S. Die neuesten Einwände Josts gegen meine Blattstellungstheorie. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 249—267, mit 5 Textfiguren.)

Verf. wendet sich in der vorliegenden Arbeit hauptsächlich gegen die neue Kritik von seiten Josts, über die vorstehend referiert wurde. Daneben kommen aber auch neue Beobachtungen sowie Einwände Schumann's zur Besprechung.

Der 1. Abschnitt behandelt die Langtriebe der Koniferen. Verf. führt eine Anzahl von Beobachtungen an, welche zeigen, dass bei den Koniferen die Endknospe oft andere Stellungsverhältnisse aufweist, als der sich aus ihr entwickelnde Spross, und zwar dem Grenzwerte mehr genäherte Divergenzen. Da es sich in diesen Fällen um Dachstuhlverschiebungen mit drei Sparren handelt, ist eine genaue theoretische Behandlung des Problems unmöglich, besonders, da die Sparren wegen der Plastizität der Organe kleine Veränderungen erfahren können. Es kann nur im allgemeinen festgestellt werden, dass mit dem Kleinerwerden des Dachstuhlwinkels eine Entfernung vom Grenzwert eintreten muss. Diese Folgerung wird aber durch den empirischen Befund am gestreckten Spross bestätigt. Die von Jost behauptete Tatsache, dass die Blattpolster keine Kontaktänderungen zeigen, wird von Verf. als richtig bezeichnet; doch ist sie für das Blattstellungsproblem ohne Bedeutung, da die Blattkissen nur vorspringende Teile der Stammrinde sind, die sich bei

Digitized by Google

Torsionen rein passiv verhalten. Es kommt auf den Kontakt der Nadeln als solcher an.

Im 2. Abschnitt weist Verf. auf die durch Insektenstiche hervorgerufenen Gallbildungen hin, in denen die Stellungsverhältnisse der Terminalknospe gewissermassen fixiert sind (vgl. Ref. No. 149), sowie auf die Blattrosetten von *Sempervivum*, *Saxifraga* etc., welche ebenfalls zu den gestauchten Systemen gehören und demgemäss eine ziemlich weitgehende Annäherung der Divergenzen an den Grenzwert aufweisen, während dieselben am Blütenschaft auf einfachere Näherungsbrüche zurückgehen.

Der 3. Abschnitt handelt über die Infloreszenz der Sonnenblume. Verf. weist zunächst die von Jost über seine früheren Kultur- und Vergleichsmethoden geäusserten Bedenken zurück und geht dann näher auf die Kontroverse bezüglich der Divergenz- und Kontaktänderungen ein. Er weist auf die Untersuchungen von Leisering (vgl. Ref. No. 146) hin, durch die Divergenzänderungen an demselben Kopf sicher nachgewiesen sind, und kritisiert dann die von Jost benutzte Auswahlsmethode von Paaren, die bei der Berechnung der Mittelwerte ohne jede Bedeutung ist.

Im 4. Abschnitt wird die Torsionsfrage behandelt. Die Verschiebungen der Blätter sind das aktive, der Stamm wird passiv gedreht.

Im 5. Abschnitt wird der Betrag der Torsion für einige Beispiele mitgeteilt. Er ist so gering, dass die dabei zu überwindenden Widerstände keinerlei Bedenken erregen. Der betreffende Torsionsbetrag ist stets durch entsprechendes Wachstum leicht zu erreichen.

Im 6. Abschnitt beantwortet Verf. die von Jost an ihn gestellte historische Frage dahin, dass schon Nägeli und Hofmeister die seitlichen Verschiebungen der Blätter angenommen haben.

Der 7. Abschnitt enthält eine kurze Zusammenfassung der wichtigeren Streitfragen.

144. **Jost, L.** Zu Schwendeners Antwort auf meine Einwände gegen die mechanische Blattstellungstheorie. (Bot. Z, LX, 1902, II. Abt., p. 225—228.)

Es handelt sich um die von Schwendener gegebene nähere Darstellung der Art der Verschiebungen, gegen die Verf. Einwendungen macht. Nach Verf. ist Schwendeners Theorie zwar eine mechanische, aber sie ist keine botanische.

145. **Leisering, B.** Winklers Einwände gegen die mechanische Theorie der Blattstellungen. (Pr. J., XXXVII, 1902, p. 421—476, mit Tafel VII und VIII. — Ausführliches Autorreferat im Bot. Literaturblatt, 1903, No. 6.)

Verf. prüft in der vorliegenden Arbeit die Einwände, die Winkler (vgl. Bot. J., XXIX [1901], 2, p. 241) gegen die mechanische Kontakt- und Drucktheorie erhoben hat. Sie enthält demgemäss eine Nachprüfung und Besprechung der wichtigsten Untersuchungen und Schlussfolgerungen Winklers, auf Grund deren Verf. zu dem Resultat gelangt, dass Winklers Einwände, soweit sie sich auf eigene Beobachtungen und Schlussfolgerungen stützen, nicht zutreffend sind. Im Gegensatz zu Winkler stellt Verf. fest, dass der Kontakt bei den von Winkler aufgeführten Pflanzen nicht fehlt, sondern in der Tat vorhanden ist. Seine gegenteilige Behauptung findet nach Verf. ihre Erklärung in verschiedenen Fehlern in der Deutung seiner im allgemeinen richtigen Figuren, besonders aber in seiner schiefen Auffassung des Begriffes Kontakt.

Bei einer Berührung der Flächen zweier wachsender Organe ist stets

Digitized by Google

ein äusserer Druck zwischen diesen Organen vorhanden, welcher in günstigen Fällen aus seinen Wirkungen, aus gewissen Deformierungen der Umrisslinien erschlossen werden kann.

Für das Zustandekommen der Blattstellungen ist neben dem Kontakt wesentlich das relative Verhältnis von Organdurchmesser und Stengelumfang. An einer Achse mit gegebenem Unterbau setzt sich die bisherige Stellung so lange fort, bis eine erhebliche Änderung der relativen Grösse der Anlagen eintritt. Bei sprunghafter Änderung der relativen Grösse können unregelmässige Stellungsübergänge zustande kommen, bei denen scheinbar ein Organ ausfällt. Der Vegetationspunkt zeigt bei diesen Übergängen stets, dass er an allen Punken seiner Oberfläche befähigt ist zur Blattbildung. Er giesst aber darum doch nicht die am Scheitel sich ihm bietenden vorhandenen Lücken aus wie eine halbplastische Masse, sondern er übt vielmehr seine allseitige Befähigung zur Blattbildung nur dann aus, wenn die betreffende Lücke am Scheitel so gross ist, dass ein Organ von der betreffenden gegebenen Grösse darin Platz findet.

Verf. hebt zum Schluss noch besonders hervor, dass der Kontakt, der Anschluss, darin besteht, dass die Organe einander mit ihrer Basis berühren, dass das junge Blatt sich mit seinen Rändern so auf die Ränder des Grundes der älteren Blätter herauflegt, dass in der Richtung der Schrägzeilen Berührung eintritt.

146. **Leisering, B.** Die Verschiebungen an *Helianthus*-Köpfen im Verlaufe ihrer Entwickelung vom Aufblühen bis zur Reife. (Flora, 90, 1902, p. 378 bis 432, mit Tafel XIII—XV. — Ausführliches Autor-Referat im Bot. Literaturblatt, 1908, No. 6.)

Verf. kommt zu dem Ergebnis, dass die von C. de Candolle, Schumann und Jost geleugneten Dachstuhlverschiebungen bei den Blütenscheiben von *Helianthus annuus* zu Recht bestehen. Mit Hilfe der Photographie konnte er an einem und demselben Exemplar feststellten, dass zwischen der Zeit des Aufblühens oder kurz vorher und der Reife Änderungen in dem Dachstuhlwinkel eintreten, die bis 84° betragen können. Der Winkel nimmt zuerst ab, indem die Organe nach innen, dem Zentrum zu, vorgeschoben werden, was den Kopf zu einer konvexen Krümmung im Beginne der Blütezeit zwingt, oder zu einer Verkümmerung der mittleren Samen führt; dann wächst der Winkel wieder, wobei der Kopf allmählich seine flache Gestalt meist wiedergewinnt. Diese Schwankungen des Dachstuhlswinkels sind begleitet von deutlichen, wenn auch nicht sehr beträchtlichen Divergenzänderungen, die bei zunehmendem Winkel in einer Annäherung an den bekannten Grenzwert ihren Ausdruck finden, und bedingt durch Schwankungen des Verhältnisses von Organdurchmesser zu Umfang der Blütenscheibe. Das Wachstum der Organe hält also mit dem des Kopfes nicht beständig gleichen Schritt. Während des Aufblühens überwiegt das Wachstum der Blüten, beim Reifen der Samen das des Blütenbodens. Die Änderungen im Dachstuhlwinkel können eine so beträchtliche Grösse erreichen, dass Kontaktwechsel eintritt.

Diese Resultate geben einen unwiderleglichen Beweis für die Richtigkeit der Schwendenerschen Theorie der Verschiebungen. Sie sind deshalb von besonderem Interesse, weil es Verf. zum erstenmal geglückt ist, an einer und derselben Pflanze die Verschiebungen mittelst der völlig objektiven Methode der Photographie nachzuweisen.

Digitized by Google

147. **Leisering, B.** Zur Frage nach den Verschiebungen an *Helianthus*-Köpfen. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 618—624, mit Tafel XXVIII. — Autor-Referat im Bot. Literaturblatt, 1908, No. 6.)

Die Behauptungen, über die vorstehend referiert ist, hat Jost in einem in der Bot. Z. erschienenen Referat einer Kritik unterzogen. Er wendet ein, die vom Verfasser beobachteten Dachstuhlwinkeländerungen seien nur an der von aussen sichtbaren Oberfläche des Kopfes, d. h. an der Spitze der Blüten bezw. Früchte, konstatiert worden, es sei aber sehr wohl möglich, dass an ihrer Basis, ihrer Insertionsstelle, auf die es doch ankäme, durchaus keine Änderung des Winkels zwischen den Parastichen einträte. Zum Beweise führt er an, dass bei einem von ihm untersuchten Exemplar der Dachstuhlwinkel in den verschiedenen Höhen der Früchte durchaus nicht übereinstimmte.

Verf. bestätigt zunächst die Richtigkeit der Beobachtung Josts; Verschiedenheit der Winkel an Spitze und Basis kommen oft, wenn auch nicht immer vor. Verf. hat nun 15 Sonnenblumen, in 8 verschiedenen Entwickelungsstadien daraufhin untersucht und fand, dass die Grösse des Unterschiedes zwischen den Winkeln an der Oberfläche und der Basis sich im Laufe der Entwickelung der Köpfe etwas ändert; ein gewisser Betrag der in vorstehend besprochenen Arbeit konstatierten Dachstuhlwinkeländerungen dürfte also in der Tat auf diesen Umstand zurückzuführen sein; jedoch wird, wie die Messungen ergeben, von der nach dem Aufblühen eintretenden Winkelabnahme nur etwa die Hälfte, von der dann erfolgenden Zunahme sogar nur ein Viertel auf Rechnung dieses Faktors zu stellen sein. Die an der Basis stattfindenden Verschiebungen sind also zwar wahrscheinlich etwas kleiner als an der Spitze, aber auch an der Basis der Blüten findet nach dem Aufblühen zuerst eine Abnahme und dann eine Zunahme des Dachstuhlwinkels statt.

Den Grund für die Verschiedenheit des Dachstuhlwinkels an Spitze und Basis der Organe sucht Verf. in einer radialen Schiefstellung der Organe zu einander und zur Oberfläche. Er bildet Längsschnitte ab, bei denen eine solche Schiefstellung wirklich vorliegt.

148. **Vöchting, Hermann.** Über den Sprossscheitel der *Linaria spuria*. (Pr. J., XXXVIII, 1902, p. 88—118, mit Tafel II und III.)

Verf. weist zunächst nach, dass in der Quirl- und Spiralregion der vegetativen Sprosse von *Linaria spuria* verschiedene Gesetze der Entwickelung der Blätter herrschen; dagegen seien die Anlagen der Blätter in beiden Regionen gleich. In bezug auf die Kontaktfrage kommt er zu dem Schluss, dass die am Scheitel zu beobachtenden Tatsachen nicht mit der Schwendenerschen Anschlusstheorie in Einklang zu bringen seien. Noch mehr gilt dies für die Blütensprosse. Es zeigen sich in der gleich gestalteten Blattachsel einer und derselben Pflanze viele Blütenanomalien, so dass die einzelnen Blüten soweit abweichen können, dass man, falls sie an grossen Stöcken konstant wären, diese in ganz verschiedene Pflanzenfamilien zu stellen geneigt wäre. Diese Tatsache ist unvereinbar mit jeder Theorie, die den Ort der Blütenglieder bloss durch die räumlichen Verhältnisse erklären will. Es sind innere Ursachen, die bestimmen, ob eine Sprossanlage sich zu einem Laub- oder Blütensprosse gestalten soll, innere Ursachen, welche nicht nur die morphotische Natur der Blattgebilde, sondern auch deren Ort im System bestimmen. Die inneren Ursachen äussern sich hier als Symmetrie-Gesetze. Sie beruhen auf der spezifischen Struktur der Art oder des engeren Formenkreises, dem das Individuum angehört; man könnte auch sagen, sie sind ein Ausdruck dieser spezifischen

Digitized by Google

Struktur. Verf. versteht unter inneren Ursachen die sämtlichen Bedingungen welche sich aus der Konfiguration der den Körper zusammensetzenden Teile ergeben.

149. Weisse, Arthur. Über die Blattstellung an einigen Triebspitzen-Gallen. (Pr. J., XXXVII, 1902, p. 594—642, mit Tafel XII, XIIIa und XIIIb.)

Die Untersuchung sollte einerseits eine noch nicht berührte Frage rein morphologischer Natur für einige Fälle aufklären; besonders aber ist sie deshalb unternommen, weil die Triebspitzengallen, vom Standpunkte der mechanischen Blattstellungslehre aus betrachtet, interessante Beziehungen zeigen. Verf. unterscheidet in bezug hierauf zwei Hauptgruppen von Triebspitzengallen:

I. solche, bei denen der Knospenscheitel durch den tierischen Reiz zu stärkerem Wachstum angeregt wird;
II. solche, bei denen der Knospenscheitel infolge der Gallbildung seine Tätigkeit einstellt und abstirbt.

Während in der zweiten Gruppe nur die eventuelle Veränderung in der Stellung der schon in der Knospe vor der Infektion vorhandenen Blätter zu untersuchen war, bildete bei den Gallen der ersten Gruppe auch die Art des Anschlusses der Neubildungen den Gegenstand der Untersuchung.

In den meisten Fällen tritt durch den tierischen Reiz eine Vergrösserung des Stammdurchmessers ein. Nur bei den Gallen von Phytoptus spilapsis auf *Taxus baccata* bleibt die Achse wohl unverdickt.

Die Grösse und Form der Blattbasen wurde in verschiedener Weise beeinflusst. Es ergeben sich in bezug hierauf folgende Gruppen:

1. Die Vergrösserung des Stammdurchmessers übertrifft die der Blattbasen, so dass sich also eine Abnahme in der relativen Grösse der Blätter ergibt.
   a) Die Grössenabnahme findet allmählich und gleichmässig statt. Dieser Fall wurde nur bei spiraliger Blattstellung beobachtet und führte, wie es die mechanische Theorie erfordert, zu einem Vorrücken der Kontaktzeilen und zu einer grösseren Annäherung der Divergenzen an den Grenzwert. Z. B. die Gallen von Dichelomya (Cecidomyia) rosaria auf *Salix alba* und *S. fragilis* sowie die Verschiebungen der äusseren Blätter von den Gallen von Andricus fecundatrix auf *Quercus Robur* (*pedunculata*) und zum Teil auch von Rhopalomyia (Cecidomyia) Artemisiae auf *Artemisia campestris*.
   b) Die Grössenabnahme findet sprungweise und ungleichmässig statt. Die Blattstellung wird zu einer regellosen. Z. B. die Stellung der inneren Blätter an den beiden letztgenannten Gallen, sowie auch z. T. von den Gallen von Isosoma hyalipenne auf *Calamagrostis* (*Ammophila*) *arenaria*.
2. Die Vergrösserung des Stammdurchmessers und die Verbreiterung der Blattbasen findet in ungefähr gleich starkem Masse statt, so dass die relative Grösse der Blätter ungeändert bleibt. Auch die Blattstellung erfährt dann keine Veränderung. Hierhin gehören im allgemeinen die Gallen von Cecidomyia Taxi auf *Taxus baccata*, die von Dichelomyia capitigena (Cecidomyia Euphorbiae z. T.) auf *Euphorbia Cyparissias*, die Cecidomyia-Gallen auf *Galium silvestre* und die Gallen von Andricus inflator auf *Quercus Robur*.

Digitized by Google

8. Die Vergrösserung der Blattbasen übertrifft die des Stammdurchmessers, so dass sich also eine Zunahme der relativen Grösse der Blätter ergibt.
   a) Die Grössenzunahme findet allmählich und gleichmässig statt. Der Fall kam nur bei spiraliger Blattstellung zur Beobachtung und führte, in Übereinstimmung mit der mechanischen Theorie, zu einem Rückgang der Coordinationszahlen der Kontaktzeilen im Sinne der Entfernung der Divergenzen vom Grenzwert. Hierhin gehören im allgemeinen die Gallen von Adelges (Chermes) strobilobius und die von A. (Ch.) Abietis auf *Picea excelsa*.
   b) Die Grössenzunahme der Blätter findet ungleichmässig statt. Die Blattstellung wird unregelmässig. Hierhin die Gallen von Phytoptus psilaspis auf *Taxus baccata* und zum Teil auch das Innere von den Gallen von Andricus fecundatrix auf *Quercus Robur* und von Rhopalomyia (Cecidomyia) Artemisiae auf *Artemisia campestris*.

In allen Fällen steht die beobachtete Blattstellung mit den vorhandenen mechanischen Faktoren in völligem Einklang.

150. **Weisse, A.** Über die Blattstellung von *Liriodendron tulipifera*. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 488—498, mit Tafel XXIII.)

Verf. zeigt., dass die von Eichler aufgestellte und auch von Goebel und Prantl aufgenommene Behauptung, dass die Laubblätter von *Liriodendron tulipifera* nur an den ausgetriebenen Zweigen spiralig, dagegen in der Knospe zweizeilig angeordnet seien, unrichtig ist. Vielmehr werden die Blätter am Stammscheitel sogleich spiralig angelegt. Nur auf hoch über dem Scheitel geführten Querschnitten beträgt die scheinbare Divergenz der Blätter ungefähr 180°. Diese Abweichung von der wirklichen Divergenz der Blattinsertionen wird durch die eigentümliche Knospenlage der Blätter bedingt. Wahrscheinlich ist durch diesen Umstand der Irrtum Eichlers entstanden. Auch die von ihm ersonnene mechanische Erklärung der angeblichen Divergenzänderung, die an sich schon recht unwahrscheinlich erschien, wird somit hinfällig.

151. **Hotker, C. F.** Über den Einfluss von Druckwirkungen auf die Wurzel von *Vicia Faba*. Bonn, 1901, 56 p., mit 1 Taf. u. Textabb.

152. **Rimbach, A.** Physiological observations on the subterranean organs of some Californian Liliaceae. (Bot. G., XXXIII, 1902, p. 401—402, with pl. XIV.)

Verf. hat 10 kalifornische Krautgewächse mit unterirdischen Rhizomen in Rücksicht auf die Art untersucht, wie sie eine bestimmte Tiefenlage im Boden einnehmen. Sie zerfallen in folgende drei Gruppen:

Die erste Gruppe umfasst *Clintonia Andrewsiana* Torr., *Prosartes Hookeri* Torr. und *Fritillaria lanceolata* Pursh. Bei ihnen bestimmt das Rhizom allein durch seine Wachstumsbewegung die Tiefenlage der Pflanze. Es entwickelt sich horizontal und besitzt keine kontraktilen Wurzeln.

Die zweite Gruppe wird von *Lilium pardalinum* Kellogg, *Scoliopus Bigelowii* Torr. und *Trillium ovatum* Pursh. gebildet. Hier bestimmt das Wachstum des sich horizontal entwickelnden Rhizoms die Lage der Pflanze in viel geringerem Grade. Im allgemeinen überwiegt hier der Einfluss der kontraktilen Wurzeln.

Die dritte Gruppe umfasst *Zygadenus Fremonti* Torr., *Chlorogalum Pomeridianum* Kunth, *Calochortus umbellatus* Wood. und *Brodiaea capitata* Benth. Bei ihnen entwickelt sich das Rhizom vertikal; die Tiefenlage wird fast ausschliesslich durch die Wirkung der kontraktilen Wurzeln bestimmt.

Digitized by Google

Ferner stellte Verf. fest, dass bei *Clintonia*, *Prosartes*, *Fritillaria*, *Lilium*, *Scoliopus*, *Trillium* und *Zygadenus* die Wurzeln von gleichmässigem Bau sind, während bei *Chlorogalum*, *Calochortus* und *Brodiaea* eine Arbeitsteilung zwischen Ernährungs- und kontraktilen Wurzeln stattfindet.

Schliesslich ist zu bemerken, dass die Wurzeln ein sehr verschiedenes Alter erreichen können. Dasselbe beläuft sich auf viele Jahre bei *Clintonia*, *Prosartes*, *Scoliopus* und *Trillium*, dagegen nur auf wenige Monate bei *Fritillaria*, *Zygadenus*, *Chlorogalum*, *Calochortus* und *Brodiaea*. Die Kontraktilität findet sich nicht nur in langlebigen Wurzeln, sondern in noch höherem Grade bei Wurzeln von kurzer Dauer. Lang lebende Wurzeln übernehmen auch die Funktion von Speicherorganen für Reservestoffe, gleichviel ob sie kontraktil sind (*Scoliopus*, *Trillium*), oder nicht (*Clintonia*, *Prosartes*). Bei denjenigen Arten, die eine Zeit lang im Jahre wurzellos sind, scheinen die Wurzeln niemals Reservestoff speichernde Organe zu sein.

158. **Andrews, Frank Marion.** Die Wirkung der Zentrifugalkraft auf Pflanzen. (Pr. J., XXXVIII, 1902, p. 1—40, mit Tafel I und 5 Textfiguren.)

Die Versuche wurden mit einer Milchzentrifuge ausgeführt, welche eine Intensität von ca. 4400 g zuliess. Die hauptsächlichsten Resultate fasst Verf. folgendermassen zusammen:

In zentrifugierten Samen sucht der Inhalt in seine normale Lage zurückzukehren, einerlei ob sie am Keimen verhindert werden oder nicht. Im ersten Falle ist die Umlagerung nur unvollständig und dauert ziemlich lange, im letzteren geht sie rascher vor sich, und zwar hängt die Schnelligkeit der Rückkehr von der Lebhaftigkeit des Wachstums ab. Die normale Anordnung der Zellbestandteile beginnt zuerst in den Zellen des Embryos, setzt sich dann längs der Gefässbündel fort und breitet sich von da weiter aus. Lebhaftes Wachstum des jungen Keimlings setzt erst dann ein, wenn der normale Zustand wieder hergestellt ist.

In einzelnen Samen setzte die ausserordentlich dichte Füllung der Zellen mit Reservestoffen ihrer Dislozierung einen so grossen mechanischen Widerstand entgegen, dass erst nach teilweiser Entleerung der Zellen durch Wachstum die angewandte Zentrifugalkraft den gewohnten Effekt hervorbringen konnte.

Stärke und Proteïnkörner haben ein grösseres spez. Gewicht als der Zellsaft; das gleiche gilt für die Ölkörper der Lebermoose, die Chlorophyllkörner und die Chromatophoren, mit Ausnahme derer von *Caltha palustris*, während natürlich das Öl sich immer als der leichteste Zellbestandteil erwies. Wie zu erwarten war, hatten die plasmolysierten Zellen ein grösseres spez. Gewicht als die plasmolysierende Flüssigkeit.

Bei allen untersuchten Objekten waren die Kerne stets schwerer als der Zellsaft, so dass ihre gelegentlich beobachtete Lage im oberen Teil einer Zelle nicht auf physikalische Ursachen zurückgeführt werden kann.

Aus den Siebröhren verschiedener Pflanzen konnte der Inhalt durch Zentrifugieren ziemlich vollständig herausgeschleudert werden und wurde nach einiger Zeit neu gebildet. Die Neubildung ging doppelt so rasch vor sich, wenn die Pflanze im Licht ihre Assimilationstätigkeit entfalten konnte, als wenn sie im Dunkeln wuchs.

Auch den Milchsaft gelang es durch Zentrifugieren zu entfernen. Er wurde ebenso wie der Siebröhreninhalt wieder erzeugt. Gewöhnlich begannen zuerst die Pflanzen lebhafter zu wachsen. Doch kann man nicht entscheiden,

Digitized by Google

ob das Fehlen des Milchsaftes oder die durch das Zentrifugieren bewirkte allgemeine Störung die Wachstumshemmung verursacht. In kleinen Glasröhrchen zentrifugierter Milchsaft konnte leicht in seine Hauptbestandteile zerlegt und die Menge der Stärke annähernd bestimmt werden.

Obwohl das Wachstum junger Keimlinge während des Zentrifugierens verzögert wurde, blieb es doch nie vollkommen still stehen. Die Nachwirkung äusserte sich in langsamerem Wachstum noch ziemlich lange Zeit, verwischte sich jedoch schliesslich ganz.

Von besonderem Interesse ist es schliesslich, dass der Kern lange ohne Nucleolus existieren kann und dass dieser nicht neugebildet wird. Wichtiger würde es freilich sein, wenn es festzustellen gelänge, ob sich ein solcher nucleolusloser Kern noch teilen kann. Leider konnte hierüber nichts Sicheres mitgeteilt werden.

154. **Passerini, N.** Sulla duratà della vitalità dei semi di *Orobanche speciosa* nel terreno. (B. S. Bot. It., 1902, p. 24—25.)

Verf. mengte eine beträchtliche Menge von Samen der *Orobanche speciosa* mit guter Erde und füllte damit mehrere Töpfe. In die letzteren wurden Bohnensamen ausgesäet, und zwar im ersten Jahre (1896) nur in den ersten Topf; im nächstfolgenden in den ersten und zweiten, und so durch sechs Jahre hindurch (bis 1901) in je einen der vorjährigen und einen neuen Topf. Mit den Bohnenpflanzen keimten auch die Orobanchen; sobald aber diese zum Blühen gelangten, wurden deren Stengel geköpft. Verf. fügt hinzu, dass ein neues Herabfallen von Orobanchensamen auf die Versuchstöpfe vollkommen ausgeschlossen sei, und dass aus den Versuchen hervorgehe, dass die Samen der Schmarotzerpflanze durch fünf Jahre wenigstens im Boden ihre Keimfähigkeit nicht einbüssen. Solla.

155. **Dixon, H. H.** On the germination of seeds after exposure to high temperatures. (Notes from Bot. School Trinity Coll. Dublin, 5, 1902, p. 176 bis 186.)

Wenn man ausgetrocknete Samen einen Tag lang bei 65—75° C. und den nächsen Tag bei 90° C hält, und dann, nachdem sie ein bis zwei Stunden noch höheren Temperaturen (100—120°) ausgesetzt waren, sie aussät, so zeigt sich, dass die Keimung langsamer erfolgt als bei den Kontrollpflanzen. Auch ist ihr Wachstum oft abnormal. Diese Verzögerung im Wachstum ist nach Verf. durch die Wärme an sich und nicht durch stärkeres Austrocknen bedingt.

Vgl. auch Referat No. 37.

156. **Maquenne, L.** Contribution à l'étude de la vie ralentie chez les graines. (C. R., Paris, 184, 1902, p. 1248—1246.)

Verf. zieht aus den Beobachtungen anderer und eigener Versuchsergebnisse den Schluss, dass allein unter dem Einfluss der Austrocknung die Samen bei niedriger Temperatur sich im Übergange vom Zustande verlangsamten Lebens zum Zustande aufgehobenen Lebens befinden, bei dem alle vegetativen Funktionen sich zu betätigen aufhören.

157. **Maquenne, L.** Sur la conservation du pouvoir germinatif des graines. (C. R., Paris, 185, 1902, p. 208—209.)

Samen vom Pastinak, die im November 1899 vollständig ausgetrocknet und bis zum Sommer 1902 im luftleeren Raume aufbewahrt waren, keimten zu 87 unter 75, während die gleich alten Kontrollsamen überhaupt nicht mehr keimten. Im Herbst 1899 hatten sie sich zu 51% als keimungsfähig erwiesen.

Digitized by Google

158. **Poisson, Jules.** Observations sur la durée germinative des graines. (C. R., Paris, 135, 1902, p. 888—885.)

Im Anschluss an die vorstehend besprochene Mitteilung bemerkt Verf., dass aus Beobachtungen, die er vornahm, hervorgeht, dass wenn auch viele Samen der Trockenheit zur Erhaltung der Keimfähigkeit bedürfen, so doch andere sich dieser Bedingung gegenüber indifferent verhalten.

159. **Jodin, Victor.** Sur la durée germinative des graines exposées à la lumière solaire. (C. R., Paris, 135, 1902, p. 448—444.)

Samen, die unausgetrocknet einige Wochen lang im Sommer dem direkten Sonnenlichte ausgesetzt wurden, verloren die Keimfähigkeit vollständig, gleichviel ob die sie aufnehmenden Tuben durchsichtig waren oder nicht. Es kann somit nur durch die Wärme, nicht aber durch das Licht als solches die schädigende Wirkung bedingt sein. Ausgetrocknete Samen behielten unter den gleichen Bedingungen ihre Keimfähigkeit.

160. **Laurent, Émile.** Expériences sur la durée du pouvoir germinatif des graines conservées dans le vide. (C. R., Paris, 135, 1902, p. 1091—1094.)

Verf. hat im September 1894 von 75 verschiedenen Pflanzen-Arten und -Varietäten Samen in luftleer gemachte Glasflaschen gebracht. In ihnen befand sich eine Vorrichtung, um die von den Samen gebildete Kohlensäure unschädlich zu machen. Die Flaschen wurden im Dunkeln aufbewahrt. Es wurden im März 1897, im September 1899 und endlich im Januar 1902 Aussaaten zur Prüfung der Keimfähigkeit ausgeführt. Zu gleicher Zeit wurden Kontrollversuche mit ebenso alten Samen, die in offenen Flaschen aufbewahrt waren, vorgenommen. Die Versuche zeigten, dass ölhaltige Samen sich besser unter Luftabschluss als in freier Luft halten. Nur die Mohnsamen verhielten sich umgekehrt. Die stärkehaltigen Samen zeigten ein verschiedenes Verhalten.

161. **Mazé, P.** La maturation des graines et l'apparition de la faculté germinative. (C. R., Paris, 135, 1902, p. 1130—1132.)

Samen, die gleich nach dem Einsammeln sehr schlecht keimen, erlangen die Keimfähigkeit sehr schnell, wenn man sie mehr oder weniger schnell austrocknet. Man bemerkt zugleich, dass die Temperatur beim Austrocknen, bis zu einem gewissen Grade, in gleichem Sinne wie das Austrocknen wirkt.

162. **Laurent, Émile.** Sur le pouvoir germinatif des graines exposées à la lumière solaire. (C. R., Paris, 135, 1902, p. 1295—1298.)

Aus den Versuchen des Verfs. geht hervor, dass das Sonnenlicht auf die Sämereien höherer Pflanzen, sowohl auf freie Samen als auch auf trockene Früchte, eine schädliche Wirkung ausübt, die sich zuerst in Verzögerung der Keimung, später im Tode des Embryos zeigt. Im allgemeinen sind die grösseren Samen und die mit hellem Tegument weniger empfindlich als die kleineren und die mit gefärbtem Tegument versehenen.

163. **Griffiths, David.** A novel seed planter. (B. Torr. B. C., XXIX, 1902, p. 164—169.)

Bei den Keimlingen von *Plantago fastigiata* Morris scheint die Schleimschicht zur Befestigung des Sämlings im Boden zu dienen.

164. **Wilcox, E. Mead.** Valvular torsion as a means of seed-dispersal in Ricinus. (Science, N. S., XV, 1902, p. 456.)

Vortrag, gehalten auf dem Meeting Bot. Centr. States.

165. **Beyer, G.** Note sur la chute des feuilles maintenues dans l'eau ou dans l'air saturé d'humidité. (Proc.-verb. d. l. soc. phys.-nat. Bordeaux, 1900/01, p. 41—42.)

Digitized by Google

166. **Cannon, W. A.** On the relation of redwoods and fog to the general precipitation in the redwood belt of California. (Torreya, I, 1901, p. 187—189.)

Verf. zeigt, dass der Nebel für das Leben der „redwood"-Region von Kalifornien von Bedeutung ist.

167. **Hoppe, Eduard.** Regenergiebigkeit unter Fichtenjungwuchs. (Mitt. d. k. k. forstl. Versuchsanst. i. Mariabrunn, Wien, 1902.)

In einem 20jährigen Fichtenbestande wurden Messungen über das ablaufende Wasser angestellt. Es ergab sich, dass im Mittel 87,1 % des Niederschlagwassers in der Krone zurückbehalten wurde. Bei starkem Regen wurde weniger, bei schwachem Regen mehr Wasser zurückbehalten. Bei Schneefällen gelangten im Mittel 57 % auf den Boden.

168. **Kohl, F. G.** Ein neuer Apparat zur Demonstration von Wachstums- und Plasmolyse-Erscheinungen. Ein photographisches Auxanometer. (Ber. D. B. G., XX, 1902, p. 208—212, mit Tafel X.)

Verf. beschreibt an der Hand von Abbildungen zwei Apparate, deren er sich zu Demonstationszwecken in seinen physiologischen Vorlesungen bedient, und führt einige Beispiele an, durch welche die Wirkungsweise des erstgenannten Apparates erläutert wird.

169. **Mac Dougal, D. T.** A new hygrometer suitable for testing action of stomata. (Torreya, I, 1901, p. 16—19, mit 1 Textfigur.)

Verf. beschreibt ein neues Hygrometer, bei dem die Gelatine eines Filmstreifens das wirksame Mittel ist.

170. **Moll, J. W.** Das Hydrosimeter, ein Apparat, um unter konstantem Druck Flüssigkeiten in Pflanzen zu pressen. (Flora, 90, 1902, p. 834—842, mit einer Textabbildung.)

Die Mitteilung ist eine etwas erweiterte Übersetzung der in englischer Sprache gegebenen Beschreibung des Apparates, über die im vorigen Jahrgang (Bot. J., XXIX [1901], 2, p. 247) berichtet ist.

171. **Moll.** Over den hydrosimeter. (Verslag Akad. v. Wetensch. te Amsterdam, X, 1901—1902, p. 228—281, mit 1 Tafel.)

Kürzer gehaltene Beschreibung desselben Apparates (in holländischer Sprache.)

172. **Grevillius, A. Y.** Keimapparat zur Erhaltung konstanter Feuchtigkeit im Keimbette während einer beliebig langen Zeit. (Beih. z. Bot. C., XII, 1902, p. 289—292, mit 1 Textfigur.)

Der von Verf. beschriebene und abgebildete Apparat ist durch die Firma Max Kaehler & Martini, Berlin W., Wilhelmstr. 50, zu beziehen.

173. **Richards, H. M.** A modified form of respiration apparatus. (Torreya, I, 1901, p. 28—30, mit 1 Textfigur.)

Verf. beschreibt einen verbesserten Apparat für Atmungsversuche.

174. **Kraus, R.** Über eine neue regulierbare Vorrichtung für den heizbaren Objekttisch. (Centralbl. f. Bakt. etc., XXXII, I. Abt., 1902.)

Der mit Thermoregulator versehene Apparat gestattet tagelange Benutzung, ohne dass die Temperaturschwankungen 1° C. übersteigen.

Digitized by Google

XVIII. Pteridophyten 1902.

Referent: C. Brick.

Inhaltsübersicht:

I. Lehrbücher, Allgemeines. Ref. 1—12.

II. Keimung, Prothallium, Sexualorgane, Bastardierung. Ref. 12—28.

III. Morphologie, Anatomie, Physiologie und Biologie der Sporenpflanze. Ref. 24—98.

IV. Sporen erzeugende Organe, Sporangien, Sporen, Aposporie. Ref. 94 bis 106.

V. Systematik, Floristik, Geogr. Verbreitung. Ref. 107—868.
Allgemeines 107—114, Arktisches Gebiet 115—117, Skandinavien, Dänemark 118—126, Grossbritannien 127—150, Niederlande 151 bis 158, Deutschland 154—180, Schweiz 181—190, Österreich-Ungarn 191—210, Frankreich 211—224, Pyrenäen-Halbinsel 225—226, Italien 227—230, Balkan-Halbinsel 231—237, Russland 238—244, Asien 245—260, Malayische und Polynesische Inseln 261—266, Australien 267—268, Nord-Amerika 269—344, Mittel-Amerika 345—352, Süd-Amerika 353—360, Afrika 361—368.

VI. Gartenpflanzen. Ref. 364—401.

VII. Bildungsabweichungen, Missbildungen. Ref. 402—410.

VIII. Krankheiten. Ref. 411—418.

IX. Medizinisch-pharmazeutische und sonstige Verwendungen. Ref. 414—419.

X. Varia. Ref. 420—425.

XI. Neue Arten.

Autorenregister:

Abromeit 159.
Ade, A. 179.
Alboff, N. 359.
Alekscenko, Th. 244.
Anderson, G. 124.
Andrews, C. R. P. 268.
Andrews, L. 311.
Angstein, Ch. 384.
Anonym 14, 78, 105, 130, 137, 151, 152, 171, 185, 252, 398, 396, 398, 401 408, 424.
Anthony, C. E. 13, 170, 364.
Archibald, St. 129.
Audin 219.
Bailey, F. M. 267.
Bailey, L. H. 370.
Barsanti, L. 229.
Bassali, E. 229.
Bennett, A. 186.
Benson, M. 97.
Bernard, N. 90.
Bernatsky, E. 207, 210.
Bertrand, C. E. 36, 37, 46, 52.
Beyer, R. 156, 410.
Bissel, C. H. 310, 311.
Bitter, R. 109.
Boodle, L. A. 44.
Borbas, V. de 111.
Bos, Ritzema J. 411, 412.
Brebner, G. 51.
Brétin, Ph. 221.
Brick, C. 20.
British Pteridol. Soc. 375.
Britton, E. G. 15, 41, 98, 344, 412.
Britton, N. L. 376.
Brown, W. N. 367.
Bubani, P. 225.
Buchheister, J. C. 278.

Digitized by Google

Büttner, M. 878.
Burbidge 150.
Burnham, St. 288.

Cadwell, M. 340.
Callay, A. 211.
Campbell, D. H. 1, 19.
Camus, F. 214, 215.
Carlson, G. W. F. 122.
Celakovsky, L. J. 29.
Chauveaud, G. 48, 54, 55.
Chenevard, P. 189.
Chodat, R. 220.
Christ, H. 227, 228, 250, 251, 254, 355.
Christensen, C. 125, 356.
Clark, H. W. 324.
Clute, W. N. 6, 8, 281, 285, 342, 349, 417.
Cockayne, L. 266.
Coffin, L. E. 104.
Collins, J. F. 294.
Copeland, E. B. 65, 321, 402.
Cornaille, F. 36, 37, 46, 52.
Coulter, St. 326.
Curtiss, A. H. 343.

Dänhardt, W. 391.
Davenport, G. E. 269, 277, 290.
Davey, F. H. 148.
Delabarre, E. B. 288.
Denke, P. 101.
Derganc, L. 205.
Desrochers, J. E. 289.
Destrée, C. E. 158.
Dobbin, F. 315.
Driggs, A. W. 308.
Druce, G. C. 185.
Druery, Ch. T. 9, 10, 32, 106, 189, 272, 304, 369, 372—374, 409.
Durafour 217.

Earle, F. S. 341.
Eastwood, A. 287.
Eaton, A. A. 276, 286, 338, 404.
Eckardt, W. 168.
Eggers, H. 166.
Eggert, H. 331.
Eggleston, W. 295.
Engelhardt, R. 397.
Engler, A. 362, 368.

Fabricius, M. 61.
Farmer, J. B. 50.
Farwell, O. A. 328.
Faull, J. H. 45.
Fedtschenko, B. 256.
Fellow, D. W. 306.
Fitting, H. 165.
Fleroff, A. 239.
Flett, J. B. 385.
Fliche, P. 89.
Floyd, F. G. 305, 405.
Fogg, S. C. 303.
Ford, S. O. 42.
Freyn, J. 257.
Führer, G. 158.

Géneau de Lamarlière, L. 75, 218.
Geucke, W. 399.
Giesenhagen, K. 2, 254, 263.
Gilbert, B. D. 271, 279, 338.
Gildemeister, F. 368.
Gjurasin, L. 209.
Goebel, K. 22, 82.
Goetting, A. E. 327.
Goetze, W. 363.
Gogela, F. 193.
Goldschmidt, M. 169.
Goodding, L. N. 334.
Gouin 216.
Graebner, P. 5.
Green, C. Th. 134.
Grout, A. J. 299, 316, 428.
Gwynne-Vaughan, D. T. 58.

Hallier, H. 24, 25.
Handel-Mazzetti, H. v. 195, 196, 202.
Hanna, H. 146.
Hansgirg, A. 68, 68a.
Harger, E. B. 309.
Harper, R. M. 307, 339.
Harshberger, J. W. 351.
Hart, J. H. 424.
Harvey-Gibson, R. J. 58.
Hasack, H. 400.
Havaas, J. 120.
Hayek, A. v. 204.
Hazen, T. E. 301.
Hegi, G. 181.
Hemsley, W. B. 258.
Henriques, J. 226.
Héribaud 185a.
Hermann, F. 164.
Heydt, A. 399.
Hieronymus, G. 254, 255, 261, 345, 354, 361.
Hill, E. J. 87, 88, 330.
Hill, T. G. 49, 50.
Höck, F. 162.
Hofer, F. 200.
Hoffmann, F. 168.
Hoffmann, J. 178.
Holtermann, C. 81.
Hope, C. W. 259.
Horton, F. B. 298.
House, H. D. 314.
Howe, M. A. 102.

Issler, E. 176.

Jaccard, H. 186.
Jacobs, O. 387.
Jeffrey, E. C. 88.
Jewell, H. W. 292.
Jönsson, B. 67.
Jones, L. R. 79, 80.

Kaiser, P. 379.
Keller, L. 206.
Kienitz-Gerloff, F. 71.
Kindermann, V. 66.
King, Ch. M. 328.
Knös, R. 60.
Kohl, F. G. 21, 69, 72.
Kohlmannslehner, H. 385.
Kränzle, J. 178.
Kraft, F. 416.
Kupffer, K. R. 114, 238.

Lagerheim, G. 118.
Lang, W. H. 17.
Leavitt, R. G. 47, 85, 296.

Digitized by Google

Le Grand, A. 406.
Lingol 217.
Ljubimenko, V. 240.
Lloyd, F. E. 57, 64, 84, 96, 112.
Lohmann, J. C. E. 77.
Lürssen, Ch. 154, 157.
Lulham, R. B. 40.
Lyon, H. L. 26.

Mackenzie, K. E. 382.
Magnus, P. 418.
Makino, T. 247, 248.
Marcailhou d'Aymèric 228.
Markowitsch, M. W. 242.
Marshall, E. S. 188, 141.
Maumené, A. 388, 395.
Maxon, W. R. 249, 280, 348, 408.
Meehan, S. M. 424.
Metcalf, R. E. 297.
Meyer, A. 414.
Meylan, Ch. 182, 188, 184.
Miller, W. 370.
Mitlacher, W. 418.
Miyake, K. 70, 246.
Möbius, M. 4.
Möller, O. 126.
Molisch, H. 68.
Murr, J. 199.

Neubert, W. 366.
Neuwirth, V. 191.
Noll, F. 8.
Noll, J. J. 317.
Noyes, E. B. 394.

Ogterup, A. 158.
Orr, E. 300.
Osmun, A. V. 302.
Ostenfeld, C. H. 115, 119, 126.
Othmer, B. 388.
Ott, E. 89.

Paczosky, J. 243.
Palibin, J. V. 245.
Palmer, W. 282.
Pannatier, J. 187, 188.
Pantu, Z. C. 288—235, 421.
Pascher, A. 194.
Paul 350.
Pearson, H. H. W. 258.
Peck, Ch. H. 312, 318.
Penzig, O. 225, 264.
Petitmengin, M. 212.
Pieper, G. R. 157.
Podpera, J. 236.
Poeverlein, H. 174.
Pollard, Ch. L. 320.
Porsild, M. P. 116.
Potonié, H. 27, 28, 31, 107, 108.
Praeger, R. L. 127, 144 bis 148.
Preuss, H. 160.

Raciborski, M. 38, 92, 262.
Rich, F. A. 30.
Richen, G. 198, 419.
Robinson, B. L. 358.
Robinson, J. F. 132.
Rogers, W. M. 131.
Rohlena, J. 231, 237.
Rosenstock 190.
Ross, D. 142.
Rothe, R. 377.
Rottenbach, H. 180.
Rudberg, A. 128.
Rükheim, W. 392.
Rysselberghe, F. v. 73.

Sabransky, H. 208.
Sadebeck, R. 107.
Saint-Lager 218.
Salmon, C. E. 186.
Sandhack, H. A. 389.
Schenk, H. 8.
Schimper, A. F. W. 8.
Schmidt, J. 157.
Schube, Th. 161.
Schulz, A. 165.
Schumann, K. 414.
Schwendener, S. 100.
Scully, R. W. 149.
Semler, C. 175.
Sennen 222.
Shaw, E. L. 298.
Shibata, K. 91.
Shoolbred, W. A. 188.
Skottsberg, C. 360.
Slosson, M. 28.
Smith, G. P. 265.
Smith, J. D. 347.
Sohr, J. 365.
Solms-Laubach, H. zu 59, 177.
Sommier, St. 230.
Spegazzini, C. 358.
Stark, A. 7.
Steele, W. C. 36, 108.
Stemplinger, J. 386.
Steinbrinck, C. 99.
Strasburger, E. 8.
Stuckert, T. 357.
Sukatscheff, W. 241.

Tansley, A. G. 35, 40.
Taplin, W. H. 390.
Taylor, A. 15, 41, 98.
Therese Pr. v. Bayern 352.
Thomas, A. P. W. 16, 18, 95.
Thomé 155.
Tieghem, Ph. van 12.
Tocl, C. 237.
Trail, J. W. H. 128.

Underwood, L. M. 270, 278—275, 337, 346, 348.
Unger, A. 382.

Velten, C. 172.
Vierhapper, F. 197.
Vines, S. H. 74.
Vladescu, M. 232.
Vollmann, F. 178, 201.

Waddell, C. H. 146.
Waisbecker, A. 208.
Warming, E. 4, 5.
Waters, C. E. 38, 284, 291, 318, 319, 380.
Watkins, W. G. 110, 386, 381.
Weber, C. A. 76.
Wehrhahn, R. 407.
Westermaier, W. 30.
Wheeler, C. F. 322.
Wheldon, J. A. 188.

Digitized by Google

Whitwell, W. 140.
Wigglesworth, G. 48.
Wille, N. 121.
Wildt, A. 192.
Wilson, A. 188.
Wirtgen, F. 420.
Wittmack, L. 871.
Wood, J. J. 260.
Worsdell, W. C. 84, 94.
Wright, J. S. 415.
Wüst, E. 165.
Wulff, Th. 56, 117.
Yabe, Y. 258.
Yapp, R. H. 98.
Youse, L. 325.
Zalenski, W. v. 62.
Zeiller, R. 224.

I. Lehrbücher, Allgemeines.

1. **Campbell, D. H.** A university text-book of botany. 579 S. m. 15 Taf. und 498 Fig. New York [Mac Millan & Co.].

2. **Giesenhagen, R.** Lehrbuch der Botanik. 2. Aufl. 406 S. m. 528 Fig. Stuttgart [F. Grub].

3. **Strasburger, E., Noll, F., Schenck, H.** und **Schimper, A. F. W.** Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 5. Aufl. Jena [G. Fischer].

4. **Warming, E.** Handbuch der systematischen Botanik. 2. Aufl. d. dtsch. Ausg. v. M. Möbius. 467 S. m. 589 Abb. Berlin [Gebr. Borntträger].

5. **Warming, E.** Lehrbuch der ökologischen Pflanzengeographie. 2. Aufl. d. dtsch. Ausg. v. P. Graebner. 442 S. Berlin [Gebr. Borntträger].

6. **C(lute), W. N.** Helps for the beginner. VI. The Club Mosses. VII. The scouring rushes. VIII. The wood ferns. (Fern Bull. X, 16—19 m. 1 Abb., 47—50, 79—81 m. 1 Abb.)

7. **Stark, A.** Welche Tatsachen sprechen für einen entwickelungsgeschichtlichen Zusammenhang zwischen den sogenannten Kryptogamen und Phanerogamen? (4. Jahresber. d. städt. K. Franz Joseph-Realgymn. Gablonz a. d. Neisse 1901/02, p. 3—29 m. 20 Fig.)

Vergl. auch **Hallier** (Ref. 25).

8. **Clute, W. N.** A ten years retrospect. (Fern Bull. X, 101—104.)

9. **Druery, Ch. T.** British fern culture. (Ebenda 107—111.)

Durch Studium und Kultur der Formen wird die Kenntnis der Entwickelung gefördert.

10. **Druery, C. T.** „Sports" and bud-variations as factors in evolution. (G. Chr. XXXII, 817.)

11. **Underwood, L. M.** Some features of future fern study. (Fern Bull. X, 105—107.)

12. **van Tieghem, Ph.** La fleur dans les plantes vasculaires dites cryptogames. (Bull. Mus. d'Hist. nat. Paris VIII, 106—114.)

Der ungeeignete und ungenaue Ausdruck Cryptogamen soll ersetzt werden durch Epidiodeen nach den epidermalen Ursprüngen der Diodangen (Sporangien), Apauseen nach der Entwickelung des Eies, Exogamen nach dem Ort der Bildung des Eies oder am besten durch Exoprothalleen nach den freien Prothallien.

II. Keimung, Prothallien, Sexualorgane, Bastardierung.

13. **Anthony, C. E.** A new way to obtain sporelings. (Fern Bull. X, 84.)

Die Sporen werden auf Ziegelsteinen, die ständig im Wasser tauchen, ausgesäet.

Vergl. über Farnaussaaten ferner **Sohr** (Ref. 865) und **Neubert** (Ref. 866).

Digitized by Google

14. The recent discoveries of Pteridophyte prothalli. (New Phytologist, I, 85—88, London.)

15. **Britton, E. G. and Taylor, A.** The life history of *Vittaria lineata*. (Mem. Torr. Bot. Cl. VIII, 185—211 und T. 28—31.)

Die beiden Verfasserinnen behandeln die Literatur und geographische Verbreitung der amerikanischen Arten der Gattung *Vittaria* und beschreiben den Gametophyten und Sporophyten von *V. lineata*.

Der Gametophyt ist ein unregelmässig verzweigtes, pseudodiöcisches Prothallium, das die Archegonien trägt und an dem spindelförmige, 5—11-zellige Gemmen enstehen, welche die Antheridien tragen und neue Prothallien erzeugen. Die Antheridien werden in grosser Zahl hervorgebracht, selten auf demselben Prothallium wie die Archegonien. In jedem Antheridium werden 12—24 Antherozoiden gebildet; die Öffnung erfolgt im Zentrum der Deckelzelle oder an ihrer Verbindung mit den peripherischen Zellen. Es bricht durch die Schwellung der peripherischen Zelle oder Zellen und des unmittelbar unter dem Antheridium gelegenen Teiles der Fusszelle auf; diese treibt die trennende Wand in die Antheridienhöhlung hinein und drängt die Antherozoiden hinaus. Die Archegonien befinden sich zwischen den Rhizoiden nahe dem Rande an der Unterseite der älteren Teile des Prothalliums und auch an gesonderten Zweigen, die am Rande des Hauptprothalliums gebildet werden. Sie haben einen leicht gekrümmten Hals, die Zellreihen der vorderen und hinteren Seite sind jedoch von gleicher Zahl. Die Rhizoiden sind einzellig, einfach oder verzweigt; sie werden entweder direkt aus einer Prothalliumzelle oder durch die Bildung einer Initialzelle erzeugt. (Vergl. ferner Ref. 41 und 98.)

16. **Thomas, A. P. W.** An alga-like fern-prothallium. (Ann. of Bot. XVI, 165—170.)

Das Prothallium von *Schizaea bifida* ist ein rundes, grünes Kissen von $^1/_4$—$^1/_2$ Zoll Durchmesser, das sich aus verzweigten, einreihigen Zellfäden zusammensetzt. Einige Fäden erheben sich über die Oberfläche, andere dringen in den Erdboden; diese sind farblos, tragen in Zwischenräumen ausgedehnte, blasenartige Zellen mit kurzen braunen Wurzelhaaren.

Die Archegonien werden nahe der Basis eines aufrechten Fadens erzeugt an Stelle seitlicher Zweige an dem oberen Ende einer Zelle; es können hier 1—3 Archegoniummutterzellen abgeschnitten werden. Zuweilen wird auch von dem oberen Segment noch eine zweite Gruppe von Archegonien erzeugt. Der Bauch des Archegoniums ist frei; der kurze Hals besteht aus 3 Schichten von je 4 Zellen. Die eiförmigen Antheridien sind zahlreich an beiden Seiten eines aufrechten Fadens, der wieder selbst in einem Antheridium endigen kann. Sie entstehen an Stelle von Zweigen; 1—2 kurze Zellen entspringen aus jeder Fadenzelle und schnüren an ihrem Ende ein Segment, die Antheridiummutterzelle, ab, deren weitere Entwickelung wie bei *Aneimia* verläuft.

Der Verf. diskutiert sodann die Frage, ob dieses fadenförmige Prothallium als algenähnlicher Vorfahr in der Phylogenie von *Schizaea* und der Farne im allgemeinen anzusehen ist oder ob die fädige Struktur als sekundärer Anpassungscharakter zu betrachten ist. Er hält es für einen verhältnismässig ursprünglichen Typus, der wahrscheinlich dem Charakter des gemeinsamen algenähnlichen Vorfahren von Farnen und Bryophyten näher steht als irgend eine bisher beschriebene Pflanze.

Digitized by Google

17. **Lang, W. H.** On the prothalli of *Ophioglossum pendulum* and *Helminthostachys zeylanica*. (Ann. of Bot. XVI, 28—56 m. 3 Taf.)

Das Prothallium von *Ophioglossum pendulum* ist ein farbloser Saprophyt; es ist gewöhlich verzweigt, seine kurzen Zweige strahlen nach allen Richtungen in den umgebenden Humus aus. Das Wachstum des jungen Prothalliums und seiner Zweige ist apical durch eine vierseitige Initiale. Rhizoiden fehlen, aber kurze einzellige Haare bedecken die Oberfläche. In den inneren Zellen des Prothalliums findet sich ein symbiotischer Pilz, der durch wiederholte Infektion durch die einzelligen Haare eindringt. Das Prothallium ist monöcisch, die Sexualorgane entstehen in acropetaler Folge. Das Antheridium geht aus einer einzigen Oberflächenzelle hervor. Im reifen Zustande ist es eingesenkt; seine Aussenwand ist einschichtig. Die eiförmige Spermatozoidenmasse ist von einer Schicht abgeflachter Zellen umgeben, die frei von dem Endophyten sind. Das Archegonium wird ebenfalls aus einer einzigen Oberflächenzelle gebildet. Sein aus 4 Zellreihen bestehender Hals ragt kaum über die Oberfläche hervor. Das Ei und eine zweikernige Kanalzelle lassen sich in der zentralen Reihe unterscheiden. Eine Basalzelle ist vorhanden. Die Embryoentwickelung konnte nicht vollständig verfolgt werden. Das gefundene Stadium zeigte Übereinstimmung mit anderen Ophioglossaceen-Embryonen. Junge Pflanzen wurden nicht beobachtet.

Die Prothallien von *Helminthostachys zeylanica* sind unterirdisch und gänzlich saprophytisch. Sie bestehen aus einem gelappten basalen Teil, der vegetativen Region, von dem ein zylindrischer Fortsatz, die Sexualregion entspringt. Das Wachstum ist apical mit einer einzigen Initialzelle. Rhizoiden sind an der vegetativen Region vorhanden. In den Zellen dieser Region wächst auch ein symbiotischer Pilz; er stirbt ab zu der Zeit, wo sich die Sexualregion zu verlängern anfängt, und sein Wachstum ist mit dem Erschöpfen der aufgehäuften Stärke vollendet. Es findet eine unvollkommene sexuelle Differenzierung dergestalt statt, dass bei den weiblichen Prothallien die vegetative Region grösser und stärker gelappt und die Sexualregion kürzer und dicker ist als bei den Antheridien-tragenden Prothallien. Die Antheridien, die aus einzelnen Oberflächenzellen hervorgehen, sind eingesenkt. Ihre Wand ist teilweise zweischichtig, aber die Dehiszenzzellen, deren mehrere vorhanden sind, unterliegen nicht der periklinen Teilung; nur eine dieser Zellen zerreisst beim Öffnen des Antheridiums. Der Bau der Archegonien, die lange Hälse wie bei *Botrychium* haben, war nicht deutlich genug. Der alte Embryo gleicht jenem von *Botrychium*, er hat einen grossen Fuss; die erste Wurzel, das erste Blatt und die Stammspitze scheinen aus der epibasalen Hälfte hervorzugehen. Die junge Pflanze bleibt an dem Prothallium hängen, bis einige Blätter gebildet sind. Das erste Blatt hat eine dreiteilige Lamina und erreicht das Licht. Einige Zeit hindurch wird eine Wurzel unter jedem Blatte gebildet. Die erste Wurzel ist triarch, die folgenden tetrarch. Ein Mykorhizapilz ist in einer mittleren Rindenzone der ersten wenigen Wurzeln vorhanden. Die Stele des Stammes ist anfänglich endarch und kann voll sein oder eine kleine Höhlung besitzen; sie ist von einer deutlichen Endodermis umgeben. Die ersten Blattspuren sind endarch oder mesarch und hinterlassen keine bestimmten Blattlücken. Das von Gwynne-Vaughan beschriebene schlitzähnliche Organ (cf. Ref. 58) ist sogar in Beziehung zum ersten Blatte vorhanden.

Vergleichende Bemerkungen über die Verwandtschaft der *Ophioglossaceae* folgen diesen Beobachtungen.

Digitized by Google

18. **Thomas, A. P. W.** Preliminary account of the prothallium of *Phyllo-glossum*. (Tr. N. Zeal. Inst. XXXIV, 402—408.)

Vergl. Ref. 22 in Bot. J. XXIX, 741—742.

19. **Campbell, D. H.** Studies on the gametophyte of *Selaginella*. (Ann. of Bot. XVI, 419—428 m. 1 Taf.)

Die Darstellung Fittings von der Entwickelung der Sporenmembranen und dem Charakter der Protoplasten in der jungen Spore wurde bestätigt. Ausser dem Irrtum, den jungen Protoplasten als Nucleus der jungen Spore zu deuten, fand Verf. seine früheren Schilderungen (1895) gegenüber Miss Lyon richtig. Die Kerne sind bei *S. Kraussiana* gleichmässig durch das Cytoplasma der jungen Spore verteilt; später sind sie zahlreicher in der Scheitelregion, in der die cytoplasmatische Lage auch dicker ist.

Ein frühes Ausschneiden von Protoplasmafeldern durch Fäden, wie Lyon es angegeben hat, findet nicht statt, sondern es werden Zellwände gebildet. Die primären Zellen sind anfänglich unten offen. An der Spitze der Spore wird ein deutlicher Zellkörper (primäres Prothallium) gebildet, der aus einer im mittleren Teil gewöhnlich aus drei Zelllagen zusammengesetzten Scheibe besteht. Die inneren Wände der unteren Zellschichten verdicken sich und bilden ein Diaphragma, welches das primäre Prothallium von der ungeteilten Sporenhöhle trennt. Das Cytoplasma dieser Sporenhöhle nimmt schnell an Menge zu, so dass die zentrale Vakuole stark verkleinert wird, aber sie ist noch deutlich, wenn die Sporen ausgestreut werden; schliesslich verschwindet sie jedoch ganz. Ausser in den letzten Stadien ist sie ganz frei von körnigem Inhalt. Die Kerne im Cytoplasma dicht unter dem Diaphragma sind kleiner und zahlreicher als im basalen Teil der Spore. Der Zentralkörper ist wahrscheinlich nicht ein Nucleolus sondern eine Chromatinmasse. Die den Komplex von Spermazellen in den gekeimten Mikrosporen umgebenden Massen sind wahrscheinlich wirkliche Zellen.

20. **Brick, C.** Die Vorkeime unserer Lycopodien. (Verh. Naturw. Verein Hamburg, 3. Folge IX, p. LVIII—LIX.)

Ein Vortrag, enthaltend die Forschungen von de Bary, Fankhauser, Goebel und Bruchmann.

21. **Kohl, F. G.** Beiträge zur Kenntnis der Plasmaverbindungen in den Pflanzen. (Beih. z. Bot. Centralbl. XII, 348—350 m. 2 Taf.)

Entgegen der Angabe von Kienitz-Gerloff gelang es bei Anwendung ziemlich konzentrierter Schwefelsäure als Quellungsmittel nach stattgehabter Jodfixierung in den Membranen der Prothallien von *Aspidium*-, *Asplenium*-, *Polypodium*- und *Adiantum*-Arten mit Leichtigkeit Plasmaverbindungen nachzuweisen.

22. **Goebel, K.** Morphologische und biologische Bemerkungen. XI. Über Homologien in der Entwickelung männlicher und weiblicher Geschlechtsorgane. (Flora XC, 279—305 m. 9 Textabb.)

Die Entwickelung der Sexualorgane der Pteridophyten weicht von der bei den Bryophyten ab. In ihren Grundzügen stimmt die Entwickelung der Archegonien und Antheridien der Pteridophyten überein. Die scheinbar sehr verschiedenen Fälle der Antheridienentwickelung lassen sich in eine zusammenhängende Reihe anordnen, der vor allem gemeinsam ist, dass die Spermatozoidmutterzellen aus einer Zelle ihren Ursprung nehmen, von der nach aussen die Wandschicht abgetrennt wird. Die Archegonienentwickelung stimmt da-

Digitized by Google

mit überein, indem der Halskanal und die Zentralzelle zusammen der Spermatozoidenmutterzelle, die Halszellen der Antheridienwand s. str. entsprechen.

28. **Slosson, M.** The origin of *Asplenium ebenoides*. (B. Torr. B. C. XXIX, 487—495 m. 7 Textfig.)

Sporen und Prothallien von *Asplenium platyneuron* (L.) Oakes und *Camptosorus rhizophyllus* (L.) Lk. wurden zusammen gepflanzt. Aus der Kreuzbefruchtung entstanden einige hybride Pflanzen mit ähnlichen Merkmalen wie *Asplenium ebenoides* R. R. Scott.

III. Morphologie, Anatomie, Physiologie und Biologie der Sporenpflanze.

24. **Hallier, H.** Über die Morphogenie, Phylogenie und den Generationswechsel der Achsenpflanzen. Vorläufige Mitteilg. (Ber. D. B. G. XX, 476 bis 478.)

25. **Hallier, H.** Beiträge zur Morphogenie der Sporophylle und des Trophophylls in Beziehung zur Phylogenie der Kormophyten. (Jahrb. Hamburg. Wiss. Anst. XIX, 3. Beih., 1—110 m. 1 Taf.)

Die Ligula der Lycopodialen und der Blumenblätter von Sileneen, Resedaceen, Sapindaceen, *Narcissus* etc. sowie das Sporangiophor von *Sphenophyllum* sind Blattfiedern, den antithetischen fertilen Fiedern von *Aneimia* und den Ophioglosseen vergleichbar.

Das Laubblatt der höheren Achsenpflanzen ist ein Kurztrieb, ein Parasynthallium, d. h. ein durch Übergipfelung eines Gabelastes durch seinen Schwesterast zur Seite geworfenes und abgegliedertes, flächenförmiges, dem Synklonium der Florideen vergleichbares System kongenital miteinander verschmolzener Zweige des dichotomen Marchantiaceenthallus. Das kleinste Äderchen entpricht dem Mittelnerven eines Abschnittes des Hymenophyllaceen-Wedels und des Marchantiaceenthallus. Auch die Achse der höheren Achsenpflanzen ist ein derartiges Synthallium und entspricht meist einem Hohlzylinder ohne Zentralbündel, in dem sämtliche Gabelglieder des Thallus zur Bildung von Perikaulom und Blättern verwendet werden und durch kongenitale Verwachsung der konvergenten Rindenpartien der Perikaulomglieder ein Mark gebildet wird.

Die Sporengeneration der Archegoniaten ist der Geschlechtsgeneration gleichwertig und durch Verkümmerung der Geschlechtsorgane aus einer Geschlechtsgeneration hervorgegangen. Die Archegoniaten stammen also ab von Lebermoosen oder Algen, deren Geschlechts- und Sporengeneration noch vegetativ gleichartig waren und beide noch einen dichotomen Thallus besassen. Während aber bei den Farnen der Sporophyt sich fortschreitend entwickelte, verkümmerte er im Gegenteil bei den Moosen zu einem unselbständigen, fast nur noch aus einem einzigen Fortpflanzungsorgan bestehenden Parasiten, in ähnlicher Weise, wie das Prothallium bei den heterosporen Lycopodialen und den Phanerogamen. Die Characeen und Archegoniaten sind wahrscheinlich nebeneinander nahe dem Berührungspunkt von Grünalgen und Brauntangen aus diesen entstanden. Die verschiedenen Gruppen der Filicalen haben sich, nach verschiedenen Richtungen auseinanderstrahlend, aus einer Gruppe Hymenophyllaceen-artiger Urfarne mit teils noch ring- und kappenlosen, teils schon Ring oder Kappe besitzenden, teils (*Calymnotheca*) vielleicht auch klappig

Digitized by Google

aufspringenden Sporangien entwickelt. Sämtliche Strobiliferen, d. h. die zapfentragenden Pteridophyten und Gymnospermen, stammen ab von Marattiaceenartigen Baumfarnen.

26. **Lyon, H. L.** The phylogeny of the cotyledon. (Postelsia, Yearbook Minnesota Seaside Station 1901, p. 55—86. St. Paul 1902.)

Kotyledonen sind nicht Hemmungsbildungen, sondern sind primär Saugorgane, entstanden aus dem sog. Fuss der Bryophyten und Pteridophyten. Das monokotyle Stadium ist das ursprüngliche und herrscht bei den Moosen, Farnen, Monokotylen und einigen Gymnospermen. Die sogenannten Kotyledonen der Pteridophyten und Gymnospermen sind wahre Laubblätter.

27. **Potonié, H.** Ein Blick in die Geschichte der botanischen Morphologie mit besonderer Rücksicht auf die Perikaulom-Theorie. (Naturw. Wochenschr. N. F. II, 3—8, 13—15, 25—28.)

28. **Potonié, H.** Die Perikaulom-Theorie. (Ber. D. B. G. XX, 502-520.)

29. **Celakovsky, L. J.** Die Berindung des Stengels durch die Blattbasen. (Flora XC, 438—465 m. 11 Textfig.)

Equisetum zeigt deutlich den Anteil der Blattbasen an der Internodienbildung; die in Quirlen stehenden Blätter sind von Anfang an (kongenital) zu gleich hohen Scheiden vereinigt. Die zwischen den ringförmigen Anlagen der Scheiden befindlichen 1—2 Zelllagen, die von Tobler fälschlich für das beginnende stammbürtige Internodium gehalten worden sind, vermehren sich nicht weiter und tragen daher nur zum geringsten Teile zur Bildung der Internodien bei; diese werden vielmehr äusserlich von den immer mehr gestreckten Blattbasen gebildet, wie dies besonders aus der von Sachs gegebenen Abbildung (Lehrb. 4. Aufl, Fig. 281) hervorgeht.

Dieselbe Beteiligung der jungen Blattbasis an der Internodienbildung findet sich auch bei *Selaginella*, z. B. *S. Galeottii* (nach Hofmeister, vergl. Unters. Taf. XXV). Der Verlauf der Gefässbündel beweist, ebenfalls dass die herabgezogene Blattbasis dem Internodium zugehört.

30. **Westermaier, W.** Die Pflanzen des Paläozoicums im Lichte der physiologischen Anatomie. (Neues Jahrb. f. Mineralogie, Geol. und Paläontol. 1902, Bd. I, 99—126.)

Die Frage, ob die ältesten bekannten fossilen Pflanzen an Zweckmässigkeit in ihrem Bau hinter den rezenten Pflanzen zurückstehen, wurde von Potonié im bejahenden Sinne beantwortet. Verf. übt nun eine Kritik zunächst allgemeiner Natur, dann nach folgenden Kapiteln: 1. Mechanisches System in den Blattstielen, 2. Verzweigungstypen, 3. Bau der Markstrahlen, 4. Stammstruktur in mechanischer Hinsicht und Dickenwachstum, 5. die sogenannten „Aphlebien", 6. Bündelverlauf bei den Calamariaceen.

31. **Potonié, H.** Erwiderung auf Prof. Westermaiers Besprechung meiner Rede über „die von den fossilen Pflanzen gebotenen Daten für die Annahme einer allmählichen Entwickelung vom Einfacheren zum Verwickelteren". (Ebenda Bd. II, 97—111.)

Vergl. Potoniés Ref. im Bot. Centralbl. XCIII, 397—400.

32. **Druery, Ch. T.** Separation of mixed characters. (Ga. Chr. XXXI, 371—372.)

Scolopendrium vulgare crispum Drummondiae wird als Beispiel komplexer Variation ausführlich besprochen.

Digitized by Google

33. **Jeffrey, E. C.** The structure and development of the stem in the Pteridophyta and Gymnosperms. (Phil. Tr. R. Soc. London, Ser. B., Vol. CXCV, 119—146 m. 6 Taf.)

Entwickelungsgeschichtliche Studien des Stammes der Equiseten und Angiospermen sind vom Verf. bereits 1899 und 1900 veröffentlicht worden. Die vorliegende Arbeit behandelt die Entwickelung des Gefässbündelsystems bei den einzelnen Familien der Filicales, bei den Lycopodiales und den Gymnospermen. Die wichtigsten Stadien werden in 48 Mikrophotographien wiedergegeben und zwar von *Danaea alata, D. simplicifolia, Marattia alata, Angiopteris evecta, Osmunda cinnamomea, O. regalis, O. claytoniana, Todea barbara, Gleichenia flabellata, G. circinata, Cyathea macarthuri, Polypodium aureum, Anthrophyum semicostatum, A. plantagineum, A. reticulatum, Adiantum pedatum, Selaginella laevigata, Lyginodendron oldhamium, Cycas revoluta, Ginkgo biloba* und *Thuja occidentalis.*

Es werden dann allgemeine Betrachtungen über Morphologie und Phylogenie ausführlich angestellt namentlich in Beziehung zu van Tieghem, Strasburger u. a. und folgende Schlüsse gegeben: Morphologisch existieren zwei Typen des Stammzentralzylinders, protostelisch und siphonostelisch. Der protostelische Zentralzylinder ist der ursprünglichere; in seinem einzelnen konzentrischen Bündelstrang fehlt das Mark. Der siphonostelische Zentralzylinder ist röhrenförmig und besitzt ein aus dem Grundgewebe stammendes Mark; er ist durch das Vorhandensein von Blatt- und Zweiglücken oder durch Zweiglücken allein charakterisiert. Zuweilen hört er in der erwachsenen Pflanze auf, deutlich röhrenförmig zu sein und wird in diesen Fällen als adelosiphonisch bezeichnet. Ursprünglich ist der siphonostelische Zentralzylinder konzentrisch, aber bei den Angiospermen, Gymnospermen, Osmundaceen etc. ist er durch Reduktion kollateral geworden. Das Mark ist als ein eingeschlossener Teil des Grundgewebes zu betrachten.

Phylogenetisch sind zwei Typen des röhrigen Zentralzylinders zu unterscheiden, entweder sind nur Zweiglücken vorhanden, oder es kommen Zweig- und Blattlücken vor. Jene mögen als kladosiphonisch, diese phyllosiphonisch bezeichnet werden. Durch Verwendung dieses konstanten und charakteristischen anatomischen Aufbaues lassen sich die Gefässpflanzen in zwei grosse ursprüngliche Gruppen teilen: die Lycopsida, die kladosiphonisch und palingenetisch kleinblätterig sind, und die Pteropsida, die phyllosiphonisch und palingenetisch grossblätterig sind. Die Lycopsida umschliessen die *Lycopodiales* und die *Equisetales*, die Pteropsida die *Filicales*, Gymnospermen und Angiospermen.

34. **Worsdell, W. C.** The evolution of the vascular tissue of plants. (Bot. Gaz. XXXIV, 216—223 m. 7 Textfig.)

Die solide Stele oder Protostele, bestehend aus einer soliden Xylemmasse, umgeben von einer Phloemzone, wie z. B. bei den *Hymenophyllaceae, Lygodium* und *Gleichenia*, ist als der ursprüngliche Typus der zusammengesetzteren Bündelstruktur anzusehen.

Im nächsten Stadium tritt in dem Zentrum der soliden Stele ein Mark auf und zuweilen an ihrer äusseren Grenze eine Endodermis oder Stärkescheide, z. B. bei *Platyzoma, Schizaea, Ophioglossaceae.* Die Solenostele ist das dritte Stadium, bei dem der inneren Endodermis eine innere Phloemzone hinzugefügt ist, z. B. bei *Matonia, Loxsoma, Aneimia mexicana.* Beim nächsten dialystelischen Stadium wird die röhrige Solenostele in eine Anzahl von sekundären soliden Stelen oder konzentrischen Strängen aufgelöst, z. B. bei den

Digitized by Google

Marattiaceae, Aneimia Phyllitidis, Cyatheaceae, Dicksonieae und beinahe allen *Polypodiaceae*. Von den fossilen polystelischen Pflanzen, den Cycadofilices, lassen sich der Ursprung und die Entwickelung des Bündelgewebes der Gymnospermen ableiten.

85. **Tansley, A. G.** The relation of histogenesis to tissue-morphology. (Linn. Soc. London, General Meeting, 20th November 1902, p. 8.)

Ein Vortrag über die Beziehung der Gewebebildung an der Stammspitze der Pteridophyten zur Morphologie der Geweberegionen im erwachsenen Stamme wird kurz wiedergegeben. Zunächst wird die Veränderlichkeit der Lage der ersten tangentialen Wand bei den verschiedenen grossen Gruppen der Pteridophyten gezeigt Bei den Filicineen ist van Tieghems Angabe, dass sie mit der äusseren Grenze der Monostele oder dem Ring der Stelen zusammentreffe, wenig zutreffend. Diese äussere Grenze soll meistens mit der äusseren Grenze des Protophloems übereinstimmen und die Scheidenschichten der Monostele sollen aus der Rinde stammen. Der histogenetische Ursprung dieser Scheidenlagen ist jedoch ausserordentlich verschieden; sie stammen aus der Rinde oder aus einer besonderen Schicht, dem Coleogen, oder zuweilen aus der jungen Stele selbst. Die grösste Abweichung findet sich bei *Schizaea malaccana*, wo jedes primäre Segment der Scheitelzelle sich in eine antikline Reihe von drei Zellen teilt, deren mittelste die Initiale des Bündelringes und der Scheidenschichten ist.

Sodann wird die Frage des Marks der Farne berührt. Während das Mark von *Schizaea* intrastelar, histologisch ein Teil des Amyloms und an Stelle von zentralen Tracheiden, deren Reste noch bei einigen Arten der Gattung zu finden ist, entwickelt wird, ist das grosszellige, von einer inneren Endodermis eingeschlossenen Mark, wie es zuerst bei *Schizaea* erscheint und normal bei den solenostelischen Farnen ist, ein neues Gewebe, phytogenetisch der Nachkomme des intrastelaren Marks oder in anderen Fällen des zentralen Phloems.

86. **Bertrand, C. E.** et **Cornaille, F.** Etude sur quelques caractéristiques de la structure des Filicinées actuelles. P. I. La masse libéroligneuse élémentaire des Filicinées actuelles et ses principaux modes d'agencement dans la fronde. (Trav. et Mém. Univ. Lille X, Mém. No. 29, 217 S. mit 108 Fig.)

87. **Bertrand, C. E.** et **Cornaille, F.** Les chaînes de divergeants fermés et d'apolaires des Filicinées. (C. R. Paris CXXXIV, 248—251.)

88. **Waters, C. E.** An analytical key for the ferns of the Northeastern States, based on the stipes. (Johns Hopkins Univ. Circ. XXI, 83—85.)

Berücksichtigt werden die Zahl, Gestalt und Grösse der Gefässbündel im Wedelstiele.

89. **Ott, E.** Anatomischer Bau der Hymenophyllaceen-Rhizome und dessen Verwertung zur Unterscheidung der Gattungen *Trichomanes* und *Hymenophyllum*. (Sitzgsb. Akad. Wien, Math.-Naturw. Kl. CXI, Abt. 1, 879—925 m. 3 Taf. u. 9 Textfig.)

Die vorliegende Arbeit, die sich auf die Untersuchung des anatomischen Baues der Rhizome von 103 Hymenophyllaceen stützt, will zeigen, dass die Anatomie als Basis für die systematische Einteilung sich eignet und sie ergänzen kann. Die anatomischen Befunde lassen sich mit der auf morphologischen Merkmalen beruhenden Einteilung der H. in Einklang bringen, ausgenommen 4 *Trichomanes*-Arten, *T. Lyallii* Hk., *T. glaucofuscum* Hk., *T. reniforme* Forst. und *T. caespitosum* Hk., die auf Grund ihrer Anatomie unbe-

Digitized by Google

dingt in die Gattung *Hymenophyllum* einzureihen sind. Indes auch morphologische Merkmale, der habituelle Eindruck und gewisse Abweichungen unterstützen diese Umstellung, z. B. besonders die Beschaffenheit des Receptaculums, bei dem die für *Trichomanes* charakteristische fadenförmige Verlängerung fehlt.

Die Hauptergebnisse der Untersuchungen sind:

I. Gattung *Trichomanes*. Deckzellen an der Grenze zwischen Sklerenchym und peripherem Parenchym oder, wo dieses fehlt, an die Epidermis stossend. Tracheiden des Xylems fast durchweg gleichartig, im Querschnitt nach allen Richtungen gleichmässig angeordnet. 1. Gruppe: Elliptischer oder dreiseitiger Rhizomquerschnitt, schwarze Färbung des peripheren Sklerenchyms bei vollkommen ausgebildeten Exemplaren, halbparenchymatisches Gewebe zwischen Sklerenchym und Leitbündelscheide, exzentrisches kollaterales Leitbündel mit Xylem aus einigen wenigen Tracheiden und Phloem als überwiegendem Teil. Hierhin gehören *T. quercifolium* Hk. et Grev., *pusillum* Sw., *reptans*, *pyxidiferum* L., *Krausii* Hk. et Grev., *muscoides*, *exiguum* Bedd., *membranaceum* L., *cuspidatum* Willd. und var. *laciniata*, *gracilis* Moore, *filicula* Bory, *parvulum* Poir., *angustatum* Carm., *tenerum* Spreng., *eximium* Menz., *exsectum* Kze., *venosum* R. Br., *trichoideum* Sw. 2. Gruppe: Kreisförmiger Rhizomquerschnitt, gelbe, gelbbraune bis rötliche Färbung des Sklerenchyms, zentrales, konzentrisches Leitbündel mit überwiegendem Anteil des im Querschnitt kreisförmigen Xylems und ringförmigem Phloemquerschnitt. Hierher *T. pinnatum* Sw., *crispum* L., *radicans* Sw., *speciosum* Willd., *umbrosum* Wall., *alatum* Sw., *javanicum* Bl., *strictum* Menz., *anceps*, *maximum* Bl., *brachypus* Kze., *Regnelli* Bak., *rigidum* Sw., *achilleaefolium* v. d. B., *tamarisciforme* Jacq., *dentatum* v. d. B. var., *flavofuscescens* v. d. B., *foeniculaceum* Bory, *elegans* Rudge, *crinitum* Sw., *scandens* L., *auriculatum* Bl., *coriaceum* Kze., *brevisetum* Sw., *spicatum* Hedw., *sinuosum* Rich., *Kaulfussii* Hk. et Grev.

II. Gattung *Hymenophyllum*. Fehlen der Deckzellen, Tracheiden des Xylems von zweierlei Art, symmetrisch angeordnet, ungleichmässige Ausbildung des kreisförmig angelegten Rhizomquerschnittes, dicht gefügter, gelber, gelbbrauner oder rötlicher Sklerenchymzylinder, zentrales konzentrisches Leitbündel mit überwiegendem Anteil des Phloems. α) Ringförmiger Xylemquerschnitt: *H. caudiculatum* Mart., *demissum* Sw., *javanicum* Spr., *flabellatum* Lab., *nitens* Br., *elasticum* Bory, *dilatatum* Sw., *cruentum* Cav., *scabrum* A. Rich., *crispatum* Wall., *ciliatum* Sw., *Trichomanes reniforme* Forst. β) Hufeisenförmiger Xylemquerschnitt: *H. valvatum* Hk. et Gr., *interruptum* Kze., *microcarpum* Desv., *organense* Hk., *Plumieri* Hk. et Grev., *sericeum* Sw., *rufum* Fée. γ) Fächerförmiger Xylemquerschnitt: *H. bivalve* Sw., *subtilissimum* R., *dichotomum* Cav., *Zollingerianum* Kze., *myriocarpum* Hk., *exsertum* Wall., *polyanthos* Sw., *Bridgesii* Hk., *gracile* Bory. δ) Unregelmässiger, meist stark reduzierter Xylemquerschnitt: *Trichomanes glaucofuscum* Hk., *Hymenophyllum asplenoides* Sw., *fucoides* Sw., *spinulosum* H. B. K., *pedicellatum* Kze., *imbricatum* Kze., *pectinatum* Cav., *Wilsoni* Hk., *Tunbridgense* Sw., *minimum* Rich., *Malingi* Mett., *obtusum* Hk. et Arn., *rarum* R. Br., *inaequale* Desv., *undulatum* Sw., *triangulare* Bak., *multifidum* Sw., *Boryanum* Willd., *lineare* Sw., *Simonsonianum* Hk., *cristatum* Hk. et Grev., *secundum* Hk. et Grev., *hirsutum* Sw., *corticola* Hk., *capillaceum* Roxb., *crispum* H. B. K., *Trichomanes caespitosum* Hk., *T. Lyallii* Hk.

40. **Tansley, A. G.** and **Lulham, R. B.** On a new type of fern-stele, and its probable phylogenetic relations. (Ann. of Bot. XVI, 157—164 mit 10 Textfig.)

Digitized by Google

Im Rhizom von *Lindsaya orbiculata* Bedd. und ihrer var. *tenera* (Dry.), *L. rigida* Sm., *L. lancea* (L.), *L. guianensis* Dry., *L. scandens* Hk., *L. davallioides* Bl. und *L. lobata* Poir. findet sich ein neuer eigenartiger Stelentypus. Denselben Typus zeigt der Stamm von *Davallia repens* Desv., den Trécul bereits 1885 teilweise beschrieben hat. Nicht vorhanden dagegen ist er bei *Lindsaya retusa* Mett., die typisch solenostelisch ist. Der *Lindsaya*-Stelentypus ist ein monostelischer, der in Kreuzstellung eine zentrale Masse von Xylem aus leiterförmigen Tracheiden, untermischt mit Parenchym, zeigt, die umgeben ist von einem vollständigen Phloemring, von Pericykel und Endodermis, wie bei *Gleichenia* und *Lygodium*. Ausser dem äusseren Phloemmantel ist aber ein nahe der dorsalen Oberfläche im Xylem vollständig eingebetteter Phloemstrang vorhanden; er besteht aus typischen Siebröhren, untermischt mit Parenchym, und wird durch eine Parenchymlage von dem umgebenden Xylem getrennt.

An jedem Knoten bildet dieses innere Phloem eine dorsale Verlängerung nach der Blattinsertion hin. Es bildet sich in ihm eine Anhäufung von Parenchym, in dessen Mitte Endodermiszellen erscheinen, die einige Parenchymzellen einschliessen. Eine dorsale Phloembucht dehnt sich seitwärts aus und gleichzeitig vereinigt sich damit die innere Endodermis mit ihrem eingeschlossenen Parenchym und bildet, indem sie sich von dem Phloemring absondert, die Meristele des Blattstiels.

Dieser Stelentypus wird sodann verglichen mit dem Bau der jungen Stämme von *Pteris aquilina* und *Nephrodium molle* sowie von *Aneimia Phyllitidis*. Er scheint ein bisher im reifen Stamme fehlendes phylogenetisches Glied zwischen der protostelischen und der solenostelischen Struktur zu liefern.

41. **Britton** und **Taylor** (cf. Ref. 15) beschreiben den Sporophyten von *Vittaria lineata*. Er besteht aus einem kriechenden, dorsiventralen, sich häufig verzweigenden Rhizom, das die Blätter gewöhnlich in zwei Reihen trägt. Die Internodien vom Stamm und Zweigen sind so kurz, dass die Blätter zusammengedrängt erscheinen. Die wachsende Spitze erscheint als fleischiges, grünes, mit braunen Schuppen dicht bedecktes Knöllchen, das ein konzentrisches Bündelrohr und eine keilförmige Scheitelzelle besitzt. Die Wurzeln werden nahe der wachsenden Spitze angelegt und sind gewöhnlich doppelt so zahlreich wie die Blätter; sie haben eine normale Wurzelhaube und ein axiales diarches Bündel, dessen zwei Xylemgruppen gewöhnlich bald durch grosse Tracheiden verbunden werden. Die Wände der parenchymatischen Zellen sind deutlich gestreift und bei jungen Wurzeln finden sich kristallinische Substanzen an den inneren Wänden unmittelbar unter der Epidermis. Die Wurzeln verzweigen sich häufig; die Verzweigung scheint in einer bestimmten Beziehung zu dem ursprünglichen Xylem des diarchen Bündels zu stehen.

Die Blätter sind dreierlei Art: 1. rudimentäre, spatelförmige, langgestielte mit einem zentralen Nerven, 2. junge, sterile, kurzgestielte, lanzettliche bis lineare mit einfachen Mittelnerven bis zu den drei Nerven, die das Sporophyll charakterisieren, 3. kurzstielige, lineare Sporophylle. Die Nervatur des Blattes entsteht aus zwei Primärbündeln, aus denen je ein kleineres Lateralbündel entspringt. Der grössere Teil der beiden Primärbündel vereinigt sich zum Zentralbündel; diese drei Bündel laufen parallel der Längsachse des Blattes und werden in Zwischenräumen durch kleine Stränge von schiefer apikaler Richtung von dem zentralen nach jedem lateralen Bündel verbunden. Das Sporophyll hat zwei tiefe dorsale Gruben parallel und über den Seitenbündeln.

Digitized by Google

In diesen Gruben finden sich Stomata und Drüsen und in ihnen werden die Sporangien und Paraphysen erzeugt. Alle Blätter tragen Schuppen, die eine umso höhere Entwickelung zeigen, je mehr sich die Blätter dem Sporophylltypus nähern. (Vergl. ferner Ref. 98.)

42. **Ford, S. O.** The anatomy of *Ceratopteris thalictroides* (L.). (Ann. of Bot. XVI, 95—121 m. 1 Taf. u. 8 Textfig.)

Die Stelen im Stamme und in den Blättern sind deutlich bikollateral. Im Stamme ist ein äusserer Kreis grosser Stelen vorhanden, der kleine, schwach entwickelte und unregelmässig zerstreute Stelen umschliesst. Die Gefässbündel des Stammes und der ersten wenigen Blätter und Wurzeln der jungen *Ceratopteris*-Pflanzen verbinden sich mit einander. Die kegelförmige Stammspitze führt eine dreiseitige Scheitelzelle. Der Stamm der jungen Pflanze ist monostelisch, in einem späteren Stadium teilt sich die Monostele direkt in zwei Stelen; durch weitere Teilung entsteht dann die polystelische Beschaffenheit des älteren Stammes.

Die Sporangien sind gross und zerstreut, kugelig mit kurzem Stiel; der Annulus kann sehr reduziert sein. Vegetative Knospen werden in grosser Zahl entwickelt; jede Knospe entsteht in dem Winkel eines Blattes und wächst durch eine dreiseitige Scheitelzelle. Sowohl die sterilen wie die fertilen Blätter erzeugen solche Knospen.

Ceratopteris ist näher verwandt mit den Polypodiaceen als mit irgend einer anderen Gruppe der leptosporangiaten Farne. Einige Beziehungen finden sich zu den Marsiliaceen und *C.* mag möglicherweise eine Zwischenstellung zwischen diesen beiden Ordnungen einnehmen.

48. **Wigglesworth, G.** Notes on the rhizome of *Matonia pectinata* R. Br. (New Phytologist I, 157—160 m. 1 Taf.)

Abweichend von der durch Seward gegebenen Beschreibung findet Verf. an einem vom Mt. Ophir stammenden Exemplar drei konzentrische, durch parenchymatische Zellen voneinander getrennte Stelen. Die innerste Stele umschliesst ebenfalls Parenchym, ist also siphonostelisch und nicht protostelisch, wie Seward an seinen Objekten gefunden hat. Vor der Blattinsertion öffnet sich die innerste Stele und ihre freien Enden vereinigen sich mit dem dorsalen Teile der mittleren Stele; von dieser biegen sich die Ränder weiter nach innen ein, und die zentrale Siphonostele trennt sich ab, so dass in der mittleren Stele eine Lücke entsteht. Schliesslich biegt sich auch die äusserste, bisher ringförmig verbliebene Stele ein und verbindet sich an dieser Stelle mit den beiden Rändern der mittleren Stele. Diese trennt sich sodann wieder von der äusseren und lässt in dieser eine Lücke zurück. Die eingekrümmten Ränder der äusseren Stele werden aufwärts verlängert und setzen sich in das Bündelsystem des Blattstiels fort. Längsschnitte durch die Scheitelregion zeigen, dass die innerste Stele von Anfang an eine hohle Röhre ist.

44. **Boodle, L. A.** Stelar structure of *Schizaea* and other Ferns. (Linn. Soc. London, General Meetg. 20th Nov. 1902, p. 4.)

Im Rhizom von *Schizaea dichotoma* umschliesst ein Xylemring ein zentrales, meist sklerotisches Mark, in dem zuweilen eine isolierte oder mit dem Xylemring verbundene Tracheidengruppe vorkommt. Endodermale Taschen sind in Zusammenhang mit einigen der Blattspuren vorhanden und verlaufen schief einwärts nach dem Zentrum des Marks zu. Neben diesen findet sich zuweilen eine isolierte innere Endodermis in dem Marke. Die

Digitized by Google

genannten Tracheiden sind wahrscheinlich Überbleibsel des zentralen Teiles des Xylems einer protostelischen Form, wie sie z. B. bei *Lygodium* sich findet, oder sie stellen ein zentral gelagertes, in Parenchym eingebettetes Protoxylem dar, wie es *Hymenophyllum scabrum* besitzt. Die isolierte innere Endodermis ist möglicherweise ein Relikt eines früher besser entwickelten Systems endodermaler Taschen, vielleicht verbunden mit einer zentralen Endodermisröhre, aber ohne inneres Phloem. Schliesslich ist auch eine dritte Möglichkeit nicht ausgeschlossen, dass der Bau von *Schizaea* aus dem solenostelischen Typus (mit innerem Phloem und Endodermis), wie er sich bei einigen Arten von *Aneimia* findet, zurückgebildet ist.

45. **Faull, J. H.** The anatomy of the *Osmundaceae*. (Univ. of Toronto Studies, Biolog. Ser. No. 2, p. 1—89 u. Taf. XIV—XVII.)

Abdruck aus Bot. Gaz. XXXII (cf. Ref. 55 im Bot. J. XXIX, p. 758).

46. **Bertrand, C. E.** et **Cornaille, F.** Les caractéristiques des traces foliaires osmondéennes et cyathéennes; exemples, modifications et réductions. (Proc.-verb. Soc. d'hist. nat. d'Autun 28 S. m. 2 Taf.)

47. **Leavitt, R. G.** The root-hairs, cap, and sheath of Azolla. (Bot. Gaz. XXXIV, 414—419 m. 1 Taf.)

Die Oberflächenlage der Wurzel von *Azolla filiculoides* und *A. caroliniana* umfasst ausser der Scheitelzelle vier Regionen: 1. Eine Region embryonischen Gewebes mit gleichartigen Teilungen, 2. eine kurze Zone mit differenzierten Teilungen, aus denen schliesslich Trichome und flache oder prismatische Zellen hervorgehen, 3. ein ausgedehnterer Gürtel, in dem die Zellen der zweiten Klasse gleichmässige Teilungen eingehen und sich verlängern, 4. eine Region reifen Gewebes, das den grösseren Teil der Wurzel bedeckt. Die Initialen der Wurzelhaare entstehen in einem Gürtel sich teilender Zellen, der unmittelbar unter der inneren Wurzelhaube nicht weit von der Spitze gelegen ist.

48. **Chauveaud, G.** De la variation de structure existant à l'état normal entre les racines et les radicelles de la Marsilie (*Marsilia*). (Bull. Mus. Hist. nat. Paris VIII, 114—127 m. 12 Fig.)

Bei *Marsilia* bieten die Wurzel und ihr Würzelchen je einen Typus von besonderem Bau. In der Wurzel bildet die Stele drei Regionen; die äussere besteht aus dem Perizykel und den ersten Siebröhren, die mittlere enthält Siebröhren und Gefässe, die innere nur Gefässe. Diese Stele teilt sich ursprünglich in 6 Sektoren; 2 kleine seitliche Sektoren enthalten nur Siebröhren, 2 grosse seitliche Sektoren führen Siebröhren und ein grosses zentrales Gefäss, 2 mediane Sektoren, ein kleiner und ein grosser, nur Gefässe. Die ersten Siebröhren entstehen, wie bei den Farnen, aus der Verdoppelung der äusseren Region, die ausserhalb von ihnen einen zusammenhängenden Pericykel bildet. Sie verschwinden, indem sie vollständig resorbiert werden, ebenso wie die anderen aus der Verdoppelung der mittleren Region hervorgegangenen Siebröhren. Diese transitorischen Siebröhren werden ersetzt durch 4 dauernde, auf Kosten der nicht verdoppelten Mittelregion gebildete Siebröhren.

Das Würzelchen besitzt Charaktere der Farnwurzel und der Wurzel von *Azolla;* es ist zusammengesetzt aus einem grossen Farnsektor und fünf Sektoren von *Azolla*. Die beiden vorhandenen Siebröhren bilden sich, wie in der Wurzel von *Azolla*, auf Kosten der äusseren, nicht verdoppelten Region. Folglich findet man den von dieser Region gebildeten Pericykel unterbrochen von diesen Siebröhren.

Digitized by Google

49. **Hill, T. G.** On secondary thickening in *Angiopteris evecta*. (Ann. of Bot. XVI, 173—174.)

In der konzentrischen Stele sind Xylem und Phloem unregelmässig angeordnet und zwischen beiden finden sich stellenweise radial angeordnete, einem Kambium ähnliche Elemente, die zweifellos einer postembryonalen merismatischen Tätigkeit ihre Entstehung verdanken. Auf der inneren Seite dieses Gewebes werden häufig halbverholzte Elemente mit protoplasmatischem Inhalt gebildet.

Ausserhalb der Stele findet sich ebenfalls deutlich der Versuch einer kambialen Tätigkeit; sie ist zwar unregelmässig verteilt, aber häufiger als die intrastelare sekundäre Verdickung. Sie kann mit der sekundären Tätigkeit in der Rinde von *Isoetes* verglichen werden.

50. **Farmer, J. B. and Hill, T. G.** On the arrangement and structure of the vascular strands in *Angiopteris evecta*, and some other *Marattiaceae*. (Ann. of Bot. XVI. 371—402 m. 8 Taf. u. 1 Diagramm.)

Untersucht wurde das Bündelskelett des jungen Sporophyten von *Angiopteris evecta* und *Marattia fraxinea* und des erwachsenen Stammes von *Kaulfussia*. Der Stamm von *Angiopteris* und der mit ihm in allen wesentlichen Punkten übereinstimmende von *Marattia* enthalten in der jungen Pflanze eine einzige solide Protostele. In dem Zentrum des Xylems hören gewisse Zellreihen auf, sich als Tracheiden zu differenzieren, aber fahren fort ein parenchymatisches Mark zu bilden. Die nun röhrige Stele bildet in diesem Stadium einen Hohlzylinder oder eine Siphonostele. Diese löst sich zu einer polystelischen oder dialystelischen Anordnung auf. Die erste wichtige Veränderung besteht in einer Differenzierung des Phloems auf der inneren Seite des Xylems in einem mehr oder weniger zusammenhängenden Streifen. Es gelang jedoch nicht, das Vorhandensein einer regelmässigen inneren Endodermis nachzuweisen ausser als spätes und rein sekundäres Vorkommen. Der röhrenförmige Gefässbündelstrang ist von dem Marke durch keine besondere Schicht abgegrenzt. Ein inneres Phloem ist ebenfalls nicht vorhanden; dieses entsteht erst als Folge der Blattlücken. Das Parenchymgewebe ausserhalb des Xylems befindet sich in einem Teilungsstadium. Die neuen Elemente können entweder den parenchymatischen Charakter bewahren und so das Protophloem von dem Holze noch weiter trennen oder einzelne Zellen verwandeln sich in Tracheiden und werden dem primären Holz aufgelagert. Bei älteren Exemplaren findet man diese merismatische Tätigkeit des Parenchyms bei einzelnen Zellen oder gruppenweise zu 6—8 Zellen: bei *Marattia* ist diese Verdickung in noch beschränkterem Masse vorhanden, bei *Kaulfussia* wurde sie nicht beobachtet. Dementsprechend treten auch regelmässige tangentiale Teilungen in den endodermalen Schichten bei *Angiopteris* auf; bei *Marattia* teilen sich nur die Durchlasszellen der Endodermis tangential.

Die Spitzenregion des Stammes zeigt, dass das Xylem der Blattspuren endarch ist, während dasjenige der grösseren Stränge des Stammes einen mesarchen Charakter hat. Eine grosse Scheitelzelle ist vorhanden. Gerbstoffzellen sind in den Blättern und Wurzeln häufig, im Stamme verhältnismässig selten mit Ausnahme der Basen von Blättern und Wurzeln. Schleimkanäle sind bei jungen Pflanzen hauptsächlich auf den Stamm beschränkt; sie treten hier zuerst im Mark auf und entstehen lysigen.

Die Verf. diskutieren sodann verschiedene Ansichten über die Morphologie der Bündelgewebe.

Digitized by Google

51. **Brebner, G.** On the anatomy of *Danaea* and other *Marattiaceae*. (Ann. of Bot. XVI, 517—552 m. 2 Taf. u. 2. Textfig.)

Für die Terminologie der Stelen werden folgende Bezeichnungen vorgeschlagen: Die Eustele, die Monostele einer typischen Dikotyle, besteht aus einem Ring kollateraler oder bikollateraler Meristelen und schliesst das pericyklische und medullare Grundgewebe ein. Die Aktinostele, die Monostele der meisten Wurzeln und die ähnlich aufgebaute Stele gewisser Stämme, besteht aus abwechselnd oder radial angeordneten Gruppen von Xylem und Phloem, umgeben von einem Pericykel; Mark kann vorhanden sein oder fehlen. Die Atactostele, die Monostele typischer Monokotylen, besteht aus einer Anzahl zerstreuter Gefässbündel, eingebettet im Grundgewebe. Sie findet sich auch bei Dikotylen, deren Meristelen nicht in einem einzigen Ringe angeordnet sind; diese sind entweder gleichartig, homodesmisch, oder von verschiedener Art, heterodesmisch. Die Haplostele, ein einfacher Stelentypus z. B. bei Pteridophytensämlingen, Rhizomen von Hymenophyllaceen etc., besteht aus einem axialen Stab von Tracheen, umgeben von einem Phloemringe; der Pericykel ist inbegriffen, wenn er vom Prokambiumstrang gesondert ist. Ein zentrales Parenchym kann als Mark vorhanden sein. Die Solenostele ist eine zusammenhängende amphiphloische Röhre mit weit getrennten Blattlücken, Pericykel und innerer und äusserer Endodermis. Die Diktyostele ist eine netzförmige Bündelröhre mit grossen, übergreifenden Blattlücken und konzentrischen Meristelen; sie ist siphonisch bei einfachem und röhrigem Netzwerk und adelosiphonisch, wenn sie zusammengesetzt und undeutlich röhrig ist. Die Protostele ist eine Stele mit vermutlich ursprünglichem Bau; sie wird für haplo- und aktinostelische Typen gebraucht. Die Hysterostele ist eine Stele mit vermutlich reduziertem Bau, z. B. bei *Hippuris*, *Potamogeton*, *Hottonia*. Die Meristele ist das Gefässbündel im alten Sinne, ausschliesslich der Aktino- und Haplostelen; sie begreift die Gefässbündel des Stammes der Dikotylen und Monokotylen, die konzentrischen Gefässbündel der Pteridophyten und die Gefässbündel der austretenden Blattspuren und der Blätter.

Die Entwickelung des Gefässsystems von *Danaea simplicifolia* geschieht aus einer Haplostele, die aber ein Markstadium nicht durchmacht, sondern halbmondförmig nach dem Abgange mehrerer Blattspuren wird. Die folgende Blattspur geht von der konvexen Seite ab und verursacht eine deutliche Blattlücke unter Zurücklassung von zwei Meristelen. Durch Wiederholung dieses Prozesses, gefolgt von Verzweigung, Anastomosen und Vermehrung der Blattspurmeristelen, wird schliesslich ein Netzwerk von Strängen, die Diktyostele, gebildet; vorübergehend kann auch ein solenostelisches Stadium vorkommen, wenn eine Blattlücke geschlossen ist, bevor die nächste geöffnet wird. Aus der konkaven Seite des Halbmonds entsteht ein Strang, der aufwärts einen spiraligen Lauf verfolgt, mit der grossen Gamomeristele anastomosiert und die Wurzeln entstehen lässt. Dieser zentrale Strang gibt später zwei Zweige ab, die sich jedoch bei ihrem weiteren Laufe wieder vereinigen. So entwickelt sich hier die adelosiphonische Diktyostele aus einer marklosen Haplostele durch frühe Bildung übergreifender Blattlücken, begleitet von Verzweigung und Anastomose der Meristelen. Der einzige Punkt, in dem *Danaea* sich von *Angiopteris* und *Marattia* unterscheidet, besteht in dem Fehlen des Markstadiums vor der Bildung der Diktyostele.

Als Resultat des Studiums der vergleichenden Anatomie der

Digitized by Google

Marattiaceen ergab sich, dass eine grosse Übereinstimmung im inneren Bau vorhanden ist. Sie sind alle adelosiphonisch mit einer grösseren oder geringeren Tendenz zur Dorsiventralität bei *Angiopteris*, *Marattia* und *Danaea*, die vollkommen bei *Kaulfussia* ist. In dem jungen Sporophyten der drei erstgenannten Gattungen ist die Symmetrie radial. Die Meristelen des Stammes und des Blattes sind praktisch identisch im Bau. Die Nerven des ersten Blattes sind kollateral, wie auch die letzten Verzweigungen der Nerven der jungen und erwachsenen Wedel. Das Protoxylem scheint im Stamme normal endarch und mesarch, im Wedel endarch zu sein. Ein sehr unvollkommen mesarcher Zustand kommt ganz ausnahmsweise in den grösseren Blattmeristelen und gelegentlich in den feinen Nerven vor. Die Wurzelstruktur ist in der ganzen Familie gleich. Die Luftwurzeln von *Angiopteris* und *Marattia* sind polyarch und ihre unterirdischen Teile oligarch. Bei *Danaea alata* sind die erwachsenen Wurzeln polyarch. Bei *Angiopteris* finden sich sehr dicke sklerotische Zellen sparsam in der Rinde und bei *Danaea* ist in der Mitte der Rinde ein Sklerenchymring vorhanden. *D.* besitzt einen Markstrang von Sklerenchymfasern, die sich sehr früh differenzieren.

52. **Bertrand, C. E.,** et **Cornaille, F.** La pièce quadruple des Filicinées et ses réductions. (B. S. B. Fr. XLIX, 81—85.) Les caractéristiques de la trace foliaire marattienne et de la trace foliaire ophioglosséenne. Exemples et modifications de ces traces. (Ibid. p. 87—98.) Les caractéristiques de la trace foliaire onocléenne et les principales modifications de cette trace. (Ibid. p. 118—125.)

53. **Gwynne-Vaughan, D. T.** On an unexplained point in the anatomy of *Helminthostachys zeylanica*. (Ann. of Bot. XVI, 170—178 m. Abb.)

In dem Rhizom finden sich eine Anzahl kleiner Durchlässe oder schmaler Kanäle durch die Rinde nahe von der Stele zur äusseren Oberfläche; sie stehen in bestimmter Beziehung zur Blattinsertion, und sie können als rückwärtige Verlängerung des Zwischenraumes zwischen der Stipula und dem Stamme betrachtet werden. Der Kanal läuft von der Oberfläche schief abwärts zu einer sackartigen, oben offenen Ausstülpung der Endodermis. Die Erscheinung findet sich bereits bei ganz jungen Pflänzchen, und es sind dies vielleicht die letzten Anzeichen ursprünglicher Axillarknospen; jetzt verzweigt sich *Helminthostachys* nur durch Adventivknospen. Für die Annahme von Drüsenorganen sprechen die umgebenden Zellen nicht.

54. **Chauveaud, G.** Recherches sur le développement de l'appareil conducteur dans la racine des Equisétacées. (Bull. Soc. Philomat. Paris 9 Sér. T. IV, 26—45 m. 13 Fig.)

55. **Chauveaud, G.** De la répartition des épaississements extracellulaires dans les lacunes corticales de la racine des Prêles *(Equisetum)*. (Bull. Mus. Hist. nat. Paris VIII, 127—129 m. 3 Fig.)

Bei einer Reihe von *Equisetum*-Arten konnten die bereits 1896 von Vidal beobachteten, sitzenden oder gestielten, knötchenförmigen Verdickungen auf den Zellwänden der Höhlen in der Wurzelrinde festgestellt werden. Besonders die Zellen der zweiten Schicht über der Endodermis sind der Sitz zahlreicher Protuberanzen.

56. **Wulff, Th.** Botanische Beobachtungen auf Spitzbergen. 115 S. m. 4 Taf. Lund.

Die Arbeit enthält u. a. Angaben über die Anatomie von *Equisetum scirpoides* und *E. arvense* f. *alpestris*.

Digitized by Google

57. **Lloyd, F. E.** Observations on *Lycopodium*. (Torreya II, 20—21.)

Lycopodium complanatum besitzt in Moospolstern bleiche Rhizome und erneuert sich alljährlich. *L. alpinum* zeigt trotz der vertikalen Lage seiner Zweige starke Dorsiventralität. (Vgl. ferner Ref. 84.)

58. **Harvey-Gibson, R. J.** Contributions towards a knowledge of the anatomy of the genus *Selaginella*. Part IV. The root. (Ann. of Bot. XVI, 449—466 m. 2 Taf.)

Die Wurzel von *Selaginella* ist entweder nur unterirdisch oder teils Luftwurzel, teils unterirdische Wurzel. Die Ansicht einiger Autoren, dass der in der Luft befindliche Teil der Wurzel Stengelcharakter besitzt und von dem unterirdischen Teil als „Rhizophor" oder „Wurzelträger" unterschieden werden muss, ist nicht durch ausreichende morphologische, anatomische oder entwickelungsgeschichtliche Beweise unterstützt. Die Wurzel ist sowohl in ihren Luft- wie Bodenregionen anatomisch monarch mit gut begrenzter Endodermis. Ihre Verzweigung ist dichotomisch, und die erste Dichotomie steht im rechten Winkel zur Längsachse des Stammes. Bei einigen Arten ist das Bündelherz des Stammes am Ursprung der Wurzel centroxylisch. Eine centroxylische Beschaffenheit des Luftteils der Wurzel findet sich bei *S. Kraussiana, S. delicatissima* und *S. Poulteri*. Bei jeder Wurzelgabelung stehen die Protoxyleme der beiden Zweigwurzeln einander gegenüber, da sie sich um 90^0 gedreht haben. Gewisse abweichende Stellungen der Protoxyleme kommen vor.

59. **Solms-Laubach, H. Graf zu.** *Isoetes lacustris*, seine Verzweigung und sein Vorkommen in den Seen des Schwarzwaldes und der Vogesen. (Bot. Z. LX, 179—206 m. 2 Abb. u. 1 Taf.)

Aus Veranlassung eines im Titisee (bei Freiburg in Baden) gefundenen Exemplares von *Isoetes lacustris* von 17 cm Höhe mit zwei deutlichen getrennten Blattbüscheln, bespricht Verf. die normale Dichotomie, die adventive Verzweigung und die Brutknospenbildung bei *Isoetes*.

Bei der normalen Dichotomie gabelt sich der axile und in dem wurzelerzeugenden Unterwuchs vollkommen normale Holzkörper bei Beginn der Verbreiterung des Stammes derart, dass die beiden bis unmittelbar unter die Vegetationspunkte reichenden Gabeläste fast horizontal verlaufen. Die terminale Bucht wird von normalem, amylumreichen Dauergewebe umgeben, das nach der mit toten braunen Massen erfüllten Bucht zu unter Streckung und Entleerung seiner Zellen abzusterben beginnt. Diese dichotome Verzweigungsform ist bei *J.* im allgemeinen erloschen und kommt nur selten als atavistisches Phänomen noch zustande.

Die adventive Verzweigung trägt ganz wesentlich den Charakter der Anomalie zur Schau. Über die Furche zwischen den beiden Stammlappen und Blattbüscheln verläuft ein aus verlängerten Elementen gebildeter Trachealstrang von mässiger Dicke genau transversal in horizontaler Richtung, der einzelnen nach unten gehenden Wurzelbündeln den Ursprung gibt, dann aber, beiderseits kolbenförmig anschwellend, zahlreiche Wurzel- und Blattbündel austrahlt; diese sind zu mehreren gruppenweise angeordnet und korrespondieren an der oberen und unteren Seite. Die Makrosporen gelangen nicht zu vollkommener Ausbildung. Sporenverkümmerung und Seitensprossbildung scheinen in einem Korrelationsverhältnis zu stehen. Ein ähnliches Korrelationsverhältnis findet sich auch bei den von Göbel zuerst beobachteten viviparen Pflanzen von *J. lacustris*, die z. B. im Longemer-See häufiger als die normalen vorkommen. Diese „Göbelsprosse", wie sie Verf. nennt, lösen sich

Digitized by Google

los und individualisieren sich bereits zu einer Zeit, wo ihr Gewebe sehr häufig noch völlig den Meristemcharakter besitzt. Eine Beziehung zwischen dieser Vermehrung und der anomalen Ausbildung des Stammes konnte nicht aufgefunden werden; dagegen sind anomale und deformierte Zentralholzkörper bei diesen Pflanzen eine gewöhnliche Erscheinung.

Zu Regenerationserscheinungen bei Zerstörungen des Zentralholzkörpers, des Rindenparenchyms etc. sind die *J.*-Pflanzen in hohem Masse befähigt. Auch bei Versuchen mit ringsum geschälten Pflanzen und bei Zerstörung des Vegetationspunktes traten solche Regenerationen ein. Der Stammbau war dabei im wesentlichen normal, oder es zeigten sich auch anomale Holzkörper.

Als Grund für die Brutknospenbildung der Pflanzen aus dem Longemer See nahm Mer die Verschiedenheit in der Ernährung an. Die Bildung der Göbelsprosse kann aber in solcher Weise den äusseren Verhältnissen unmöglich zur Last gelegt werden, denn es gibt viele Seen, in denen *I. lacustris* in grösserer Tiefe auf Schlammgrund gedrängt wächst und förmliche submerse Wiesen bildet, in denen also die von Mer supponierten Bedingungen für die Sterilisation der Blätter und für die Brutknospenbildung gegeben sind. Diese proliferierende Form kommt weder in den benachbarten noch in anderen Seen vor. Sie ist im Longemer See auf dem Wege inhärenter Veränderungen erst nach dem definitiven Rückzug des Gletschereises neu entstanden. Dass diese Bulbillen-tragende Form in den benachbarten, dem gleichen Wassersystem angehörigen Becken fehlt, hängt mit den eigentümlichen hydrographischen Verhältnissen der Seenreihe des Vologne tales, die durch die eigenartige frühere Gletscherbedeckung und ihrer Moränen bedingt ist, zusammen. Die Einwanderung der Isoeten wird durch die heutige Vologne spalte und die Jamagne erfolgt sein; sie haben hier die drei Seen besiedelt, in deren unterem später die Entstehung der sprossbildenden Form Platz gegriffen hat.

60. **Knös, R.** Anatomische Untersuchungen über die Blattspreite der einheimischen Farne. 59 S. Inaug.-Diss. Erlangen.

61. **Fabricius, M.** Beiträge zur Laubblatt-Anatomie einiger Pflanzen der Seychellen mit Berücksichtigung des Klimas und des Standortes. (Beih. Bot. Cbl. XII, 804—842 m. 8 Taf.)

Von Bodenfarnen wurden *Lindsaya Kirkii* und *Nephrodium Wardii*, von Wurzelkletterern *Nephrolepis acuta*, von Epiphyten *Vittaria scolopendrina* untersucht.

62. **Zalenski, W. v.** Über die Ausbildung der Nervation bei verschiedenen Pflanzen. (Ber. D. B. G. XX, 488—440.)

Pflanzen, die im schattigen Laubwalde wachsen, weisen eine geringere Ausbildung der Gefässbündelverzweigungen, aber eine grössere Länge der Gefässbündel in den Blättern auf als an trockenen und stark beleuchteten Standorten. Die Länge der Gefässbündel auf 1 qcm der Blattfläche beträgt bei *Asplenium Filix femina* aus dem schattigen Laubwald 218 mm.

63. **Hansgirg, A.** Phyllobiologie nebst Übersicht der biologischen Blatttypen von 61 Siphonogamenfamilien. 486 S. m. 40 Textabb. Berlin [Gebr. Borntraeger] 1903 (erschienen 1902).

Im allgemeinen Teil und bei den biologischen Haupttypen der Laubblätter werden auch die Pteridophyten berücksichtigt (cf. Ref. 20 im Bot. J. XXVIII, p. 826).

Digitized by Google

68 a. **Hansgirg, A.** Über Schutzeinrichtungen der jungen Laubblätter (Mittelblätter) und der Keimblätter. (Beih. Bot. Cbl. XIII, 178—198.)

Beim *Aspidium*-Typus werden die verschiedenartigen Schutzmittel kurz behandelt, mit denen ausser der spiraligen Einrollung die jungen Farnblätter versehen sind, wie Schuppen, Deck-, Drüsen- und Borstenhaare, Wachs-, Firnis- und Mehlüberzüge. Bei einigen epiphytischen Farnen treten solche embryotropische Krümmungen nicht auf.

64. **Lloyd, F. E.** Vacation observations, II. (Torreya II, 177—180.)

Die Bewegung der untersten Blättchen von *Onoclea sensibilis* kommt durch das schnelle Welken des Blattes infolge Krümmung der Blättchenbasis zustande. (Vgl. ferner Ref. 84.)

65. **Copeland, E. B.** The mechanism of stomata. (Ann. of Bot. XVI, 827—864 m. 1 Taf.)

Der Spaltöffnungsmechanismus ist nicht überall gleichmässig; es können verschiedene Typen unterschieden werden. Die Pore öffnet sich durch Veränderung in der Gestalt infolge einer Tiefenzunahme der Schliesszellen, an der bei *Equisetum* die ganze Wand ausser der dorsalen, bei *Lycopodium* die dorsale Zellhälfte, bei *Osmunda* die Enden hauptsächlich beteiligt sind. Untersucht und abgebildet werden u. a. die Stomata von *Osmunda Claytoniana* L., *Ophioglossum pendulum*, *Angiopteris* spec., *Dennstaedtia punctilobula* Bernh., *Azolla caroliniana* Willd., *Lycopodium lucidulum* Mx., *Equisetum arvense* L., beschrieben ferner noch diejenigen von *Botrychium ternatum* Sw., *Aspidium acrostichoides* Sw. sowie von *Asplenium*-, *Pellaea*-, *Marsilia*-, *Selaginella*-Arten etc.

66. **Kindermann, V.** Über die auffallende Widerstandskraft der Schliesszellen gegen schädliche Einflüsse. (Sitzgsb. Akad. Wien, Math.-Naturw. Kl., CXI, Abt. 1, 490—509.)

Bei den angestellten Versuchen erwiesen sich die Schliesszellen resistenter gegen die Einflüsse von Chemikalien etc., z. B. *Aneimia Phyllitidis* gegen Salzsäure, *Pteris serrulata* gegen Essigsäure, *Aspidium Filix mas* gegen Oxalsäure, als die Zellen der übrigen Blattgewebe.

67. **Jönsson, B.** Färgbestämningar för klorofyllet hos skilda växtformer. (Bhg. K. Sv. Vet.-Akad. Handl. XXVIII, Afd. III, No. 8. 80 S. m. 1 Taf. Stockholm.)

Zur Farbenbestimmung des Chlorophylls bei verschiedenen Pflanzenformen zwecks vergleichender Untersuchung der relativen Assimilationsenergie unter verschiedenen Bedingungen, — wobei die Intensität der grünen Farbe als Indikator für die Lebhaftigkeit der Chloroplastenfunktion angenommen wird —, benutzte Verf. zur Vergleichung der Chlorophyllauszüge verschiedene Farbenskalen. Die Lösung aus Schattenblättern ist intensiver gefärbt als die aus Lichtblättern, z. B. bei *Pteris aquilina*. Überwinterte Blätter von *Polypodium* und *Scolopendrium* zeigen im zweiten Jahre das Maximum der Chlorophyllausbildung.

68. **Molisch, H.** Über vorübergehende Rotfärbung der Chlorophyllkörner in Laubblättern. (Ber. D. B. G. XX, 442—448.)

Ausser in den fertilen chlorophyllfreien Sprossen von *Equisetum arvense* kommen Chromoplasten auch bei *Selaginella Pervilli*, *S. Wallichii*, *S. uncinata*, *S. pubescens*, *S. Willdenowii*, *S. cordata* und *S. Galeottii* vor. In den Monaten März bis Mai erscheinen die Chlorophyllkörner dieser Arten, besonders der beiden erstgenannten, in den Blättern, dem Stamme und den Luftwurzeln

Digitized by Google

braun bis rot gefärbt. Die Rotfärbung wird durch Carotin bedingt und wird durch intensives Licht hervorgerufen. Auch die im Mai bis Juni austreibenden jungen Sprosse von *S. Pervilli* werden im intensiven Sonnenlichte braunrot, ergrünen aber wieder bei längerer Verdunkelung. Starke Rotfärbung durch Carotin findet sich zuweilen auch über einer Wund- oder Knickungsstelle durch Hemmung der Saftleitung.

Bei *Equisetum limosum* sind die Stengelpartien unter den Scheiden und unterhalb der Nodien blassrötlich gefärbt; sie führen kugelige oder länglich runde Chromoplasten mit Chlorophyll und rotem Farbstoff, der ebenfalls Carotin ist.

69. **Kohl, F. G.** Untersuchungen über das Carotin und seine physiologische Bedeutung in der Pflanze. 206 S. m. 2 Textabb. u. 8 Taf. Berlin (Gebr. Borntraeger).

70. **Miyake, K.** On the starch of evergreen leaves and its relation to photosynthesis during the winter. (Bot. Gaz. XXXIII, 821—840.)

Aspidium falcatum, Polypodium ensatum, P. lineare und *Gymnogramme japonica* verlieren die Stärke aus dem Mesophyll während des kältesten Teiles des Winters.

71. **Kienitz-Gerloff, F.** Neue Studien über Plasmodesmen. (Ber. D. B. G. XX, 98—117 m. 1 Taf.)

Die früheren Angaben über Plasmaverbindungen bei *Polypodium vulgare* sind, wie Arthur Meyer nachgewiesen hat, zweifelhaft, da infolge zu starker Quellung der Schliesshaut die Tüpfelfüllungen mit ihnen verwechselt worden sind. Verf. bildet nun wirkliche Plasmodesmen zwischen den Parenchymzellen des Rhizoms von *P. vulgare*, aus den Bastplatten, dem Sklerenchym der Aussenrinde und aus der Gefässbündelscheide des Stammes von *Lycopodium clavatum* ab.

72. **Kohl** (cf. Ref. 21) empfiehlt als Objekt, das die Plasmaverbindungen mit grosser Deutlichkeit nach Fixierung mit Jodjodkaliumlösung ($1\,J + 1\,KJ + 200\,H_2O$), mehrstündiger Quellung in Schwefelsäure (1 : 2,5) und kräftiger Ausfärbung mit Methylviolett zeigt, die Spaltöffnungen der Blattunterseite von *Aneimia Phyllitidis*.

73. **Rysselberghe, F. van.** Influence de la température sur la perméabilité du protoplasma vivant pour l'eau et les substances dissoutes. (Rec. Inst. Bot. Univ. Bruxelles V.)

Zur Beobachtung des Eindringens von Methylenblau in die Zellen wurden u. a. die Wurzeln von *Azolla* benutzt.

74. **Vines, S. H.** Observations upon the action of the enzyme. (Linn. Soc. London, General Meetg. 22th Nov., 1902, p. 1—8.)

Unter den auf das Vorhandensein eines Enzyms geprüften Pflanzenteilen befinden sich die Blätter von *Scolopendrium vulgare*, aber die Digestion war hier langsam.

75. **Géneau de Lamarlière, L.** Quelques observations sur le molybdate d'ammonium employé comme réactif des membranes cellulaires. (B. S. B. Fr. XLIX, 188.)

Die verschiedene Gelbfärbung der Gewebe in den Blattstielen von *Pteris aquilina* bei Anwendung von molybdänsaurem Ammon wird u. a. beschrieben.

76. **Weber, C. A.** Der Duwock *(Equisetum palustre)*. (Arb. d. Dtsch. Landw.-Ges., H. 72, 68 S. m. 8 Taf. Berlin.)

Digitized by Google

Über die chemische Natur des Giftstoffes im Duwock, der ein spezifisches Gift für Rinder, vornehmlich zunächst für das Verdauungs-, dann für das Geschlechtssystem, ist, während er auf andere Tiere, besonders Pferde, keinerlei oder nur untergeordnete Wirkung hat, sind wir noch vollständig im unklaren; er ist im Zellsafte gelöst, ist nur in geringer Menge vorhanden und ziemlich leicht zersetzbar. Die Angaben in der Literatur über die Schädlichkeit der verschiedenen Schachtelhalmarten sind höchst unsicher und widersprechend; die giftige Art ist aber allein *Equisetum palustre*. Die Wirkung des Giftes macht sich nur dann bemerkbar, wenn die Menge des Duwocks im Heu einen gewissen Prozentsatz überschreitet, dessen genaue Ermittelung allerdings noch aussteht. Verf. bespricht sodann die Schachtelhalme im allgemeinen, ihre Organisation, Ernährung, Beziehung zum Wasser und zur Luft, Vermehrung und Ausbreitung, gibt einen Schlüssel zur Bestimmung der in Deutschland wachsenden Arten der Gattung *Equisetum* und schildert eingehend die Lebensverhältnisse des Duwocks, besonders die zur Ausbreitung und Erhaltung dienenden unterirdischen Knollen. Als Bekämpfungsmittel ist die wiederholte mechanische Zerstörung der grünen Pflanze (durch Abschneiden oder Ausstechen oder durch häufiges Pflügen und Eggen) besonders im Juni und Juli anzuraten, weil dann die unterirdischen Sprossachsen von Reservestoffen fast ganz entleert sind. Ganz vornehmlich sind auch die mit Duwock besetzten Grabenufer sehr häufig zu schneiden. Die Verschleppung von Rhizomen und Knollen ist zu vermeiden. Alljährliche reichliche, den Bodenverhältnissen angemessene Düngung ist zur Kräftigung der guten Gräser zu verwenden. Ausserdem wird eine Reihe landwirtschaftlicher Massregeln empfohlen.

77. **Lohmann, J. C. E.** Über die Giftigkeit gewisser *Equisetum*-Arten. (Journ. f. Landwirtsch. L, 897—404.)

78. Die Schädlichkeit des Schachtelhalmes. (Schweiz. Landw. Zeitschr. XXX, 982—988.)

79. **Jones, L. R.** Are our native horsetails and ferns poisonous? (Proc. Soc. Prom. Agr. Sc. 1901, p. 70—74.)

Equisetum arvense soll in Vermont bei Pferden heftige Vergiftungen hervorrufen; zweifelhaft ist seine Wirkung bei Schafen und unschädlich soll es für Rindvieh sein. Andere *E.*-Arten sind ebenfalls wahrscheinlich giftig. Auch *Onoclea sensibilis* soll Pferden schädlich sein, aber dies ist nicht bewiesen.

80. **Rich, F. A. and Jones, L. R.** A poisonous plant: The common horsetail, *Equisetum arvense*. (Vermont Agr. Exp. Stat., Bull. No. 95, p. 185 bis 192 m. 2 Abb.)

Die Vergiftung von Pferden durch Fressen von Ackerschachtelhalm, *Equisetum arvense*, ist in Vermont viele Jahre hindurch beobachtet worden, während Erkrankungen des Rindviehs nicht eingetreten sind. Bei Fütterungsversuchen mit dieser Pflanze zeigte sich bei Pferden zunächst Abmagerung, dann verlieren die Tiere die Herrschaft über ihre Muskeln und bekommen Schwindel. Die grüne Pflanze soll nicht giftig sein, sondern nur die im Heu verfütterte getrocknete Pflanze. Eine Beschreibung der Art wird gegeben.

81. **Holtermann, C.** Anatomisch-physiologische Untersuchungen in den Tropen. (Sitzgsb. Akad. Berlin, Math.-Naturw. Kl., 656—674.)

Zu den Versuchen über die Transpiration der Pflanzen in den Tropen wurden u. a. auch die Wedel von *Asplenium Nidus* benutzt.

82. **Goebel, K.** Über Regeneration im Pflanzenreiche. (Biolog. Cbl. XXII, 885—897, 417—438, 481—505 m. 21 Fig.)

Digitized by Google

Bei den Regenerationserscheinungen, d. h. den an abgetrennten Pflanzenteilen oder verletzten Pflanzen auftretenden Neubildungen von Organen (oder Geweben), handelt es sich um eine Entfaltung schlummernder (latenter) Anlagen. Bei den Farnen können blattbürtige Sprosse auf den Blättern selbst ohne weiteres austreiben, z. B. bei den ständig feuchte Standorte bewohnenden Arten, wie *Asplenium celtidifolium*, *A. viviparum* etc., oder die Weiterentwickelung der blattbürtigen Knospen ist an bestimmte Reize gebunden, wie dies bei Bewohnern trockener Standorte der Fall ist.

Bei *Adiantum Edgeworthii* geht die Knospe aus der Blattspitze hervor. Bei *Aneimia rotundifolia* ist der obere Teil des Blattes ausläuferartig entwickelt, wodurch die Knospe von der Mutterpflanze entfernt und in günstige Wachstumsbedingungen gebracht wird. Ein ähnlicher Blattwanderer ist *Camptosorus rhizophyllus*.

Einige Blätter können schliesslich auch ganz ihre Funktion als Assimilationsorgane verlieren und nur der asexuellen Reproduktion dienen, z. B. bei *Asplenium (Darea) obtusilobum*, *A. Mannii*. Hier haben sich durch Unterdrückung der Blattfiedern die Blätter in Ausläufer umgewandelt, was auch die Anatomie und aufgefundene Blätter mit reduzierter Fiederbildung bei *A. obtusilobum* beweisen. Im Winter erscheinen bei diesem Farn gewöhnliche Blätter, im Frühjahr und Sommer Ausläuferblätter. Das erste Blatt der am Ausläufer entstandenen Knospe geht bei *A. obtusilobum* und *A. Mannii* sofort wieder zur Ausläuferbildung über und stellt sich in die Verlängerung des ersten Ausläufers; durch solche Verkettung von Ausläufern kommt ein Blattsympodium zustande.

Bei anderen Farnen, wie *Aneimia rotundifolia*, *Camptosorus rhizophyllus*, *Asplenium rutaefolium*, *Adiantum Edgeworthii* etc., bringen sämtliche Blätter an ihrer Spitze Knospen hervor. Bei *Aneimia rotundifolia*, *Asplenium rutaefolium* u. a. verharren die mit den Blattspitzen angelegten Knospen in einem Ruhezustande, so lange die Blattspitzen nicht den Boden erreichen; hier bewirkt Wasserzufuhr die Auslösung der Weiterentwickelung. Diese Pflanzen waren in demselben Gewächshause wie *Adiantum Edgeworthii*, *A. caudatum*, *A. dolabraeforme*, *Asplenium obtusilobum*, bei denen das Austreiben auch ohne Berührung mit dem Substrat erfolgte. Durch Abschneiden der Stammspitze z. B. bei *Ad. rotundifolium* entwickeln sich an der Mehrzahl der frei herabhängenden Blätter die Blattknospen.

Der Länge nach gespaltene Farnblätter führten meist keine Regenerationen aus, sie ertrugen solche tiefgreifenden Verwundungen nicht. Nur *Polypodium Heracleum* zeigte an zwei jungen Blättern, deren eingerollte Spitze möglichst median gespalten wurde, Regeneration der Fiedern an beiden Hälften.

Die Wurzeln von *Ophioglossum* zeigen eine ausgiebige Vermehrung durch Wurzelsprosse; sie bleibt aber bei manchen Wurzeln zeitweilig oder dauernd latent. An abgeschnittenen Wurzeln zeigt sich an allen Wurzeln mit Spitze nahe derselben Sprossbildung; sie ist reichlicher bei *O. pedunculosum* als bei *O. vulgatum*. Die Unterbrechung der Verbindung mit dem Spross, speziell der Leitbündel, wirkt als Reiz. Die neuen Pflanzen werden dadurch, dass sie nahe der Wurzel gebildet werden, von den alten Pflanzen entfernt. Die Wurzeln dieser wurzelbürtigen Sprosse schreiten nach einiger Zeit wieder zur Sprossbildung, und so kommen lange Verbände von Sprossen, die durch die Wurzeln zusammenhängen, zustande.

Digitized by Google

88. **Raciborski, M.** Über die vegetative Vermehrung der Marattiacee *Angiopteris evecta*. (Anzeiger Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Natw. Kl. [Bull. Acad. d. Sc. Cracovie] p. 48–51.)

Die abgeschnittenen Stücke der dicken und saftigen Nebenblätter von *Angiopteris evecta* bilden mit Leichtigkeit sich bewurzelnde Adventivknospen. Während das Oberblatt (Blattstiel und Blattlamina des Farns) 2—8 Jahre lebensfähig ist, dann verwelkt und abfällt, nachdem sich zwischen Blattstiel und Blattgrund eine verkorkte Trennungsschicht (Pseudophechoid nach Hannig) gebildet hat, bleiben die mit dieser Schicht überzogenen Blattbasen viele Jahre resistent. Der dicke kugelige Stamm ist von diesen dicht stehenden, mit einer braunen humifizierten Schicht bedeckten Blattstielbasen und von langen fingerdicken Adventivwurzeln umkleidet.

Die Nebenblattlappen gehen langsam zugrunde, das Gewebe im Innern, in dem sehr zahlreiche Gänge verlaufen, bleibt aber lange am Leben und fungiert als Wasserreservoir. Diese den Milchröhren homologen Gänge sind mit Hilfe der Leptominreaktionen leicht sichtbar zu machen. Ähnliche Blattstielbasen finden sich auch bei den auf feuchten Waldstellen wachsenden *Lastraea Boryana* und allen *Plagiogyria*-Arten.

Nach etwa 10 und mehr Jahren fallen die braunschwarzen Blattkissen ab und rollen infolge ihrer Schwere (im Durchschnitt 1800—1500 g) von den vulkanischen Bergen in Java herab. Auf ihren Flanken bilden sich normal meist schnell bewurzelnde Adventivknospen. In Holzkohle verpackte Blattkissen behielten auch bei der Versendung ihre Keimfähigkeit.

84. **Lloyd** (cf. Ref. 57) berichtet, dass die Gemmen von *Lycopodium Selago* bei Berührung 10 cm und mehr fortgeschleudert werden und ferner (cf. Ref. 64), dass das Fortschleudern der Gemmen bei *L. lucidulum* meist bis zu 15 Zoll stattfindet, in einigen Fällen aber bis mehr als 8 Fuss.

85. **Leavitt, R. G.** Notes on *Lycopodium*. (Rhodora, IV, 57—60.)

Die Gemmen von *Lycopodium lucidulum* wurden beim Berühren des Cotyledo-ähnlichen Knospenblattes bis 25 Zoll weit fortgeschleudert und vermögen vielleicht 3—4 Fuss geschleudert zu werden. (Vgl. ferner Ref. 296.)

86. **Steele, W. C.** Fall fruiting of *Osmunda*. (Fern Bull. X, 19—20.)

Osmunda cinnamomea fruchtete in Florida zum zweiten Male im Jahre.

87. **Hill, E. J.** The earliest fern. (Fern Bull. X, 78—79.)

88. **Hill, E. J.** *Pellaea atropurpurea* an evergreen. (Fern Bull. X, 82.)

Vergl. über immergrüne Farne auch **Davenport** (Ref. 290).

89. **Fliche, P.** Note sur l'épiphytisme du *Polypodium vulgare* L. (B. S. B. Fr. XLIX, 53—68.)

Verf. teilt Beobachtungen über den Epiphytismus von *Polypodium vulgare* mit, über seine Widerstandsfähigkeit gegen Austrocknung, über die Ursachen, die den Epiphytismus gestatten und bewirken, dass er in einigen Gegenden häufig ist und in anderen fehlt; so findet der Farn sich auf Ulmen bei Cherbourg, auf verschiedenen Eichenarten auf Korsika und in Algier, ferner in Italien und bei Pau. Gemeinsam ist diesen Standorten ein gemässigtes und frisches Klima ohne lange Winter und ohne grosse Trockenheiten. Die Pflanze kann eine grosse Menge Wasser verlieren ohne abzusterben, um bei Wiederaufnahme von Wasser die Lebenstätigkeit wiederaufzunehmen; sie überdauert im latenten Lebenszustand ziemlich lange Zeiten ausserordentlicher Trockenheit. Überdies ist das Rhizom durch Moose und Flechten meist schützend bedeckt.

Digitized by Google

90. **Bernard**, N. Sur les tuberculisations précoces chez les végetaux. (C. R. Paris CXXXI, 1900, p. 626—629.)

Verf. macht darauf aufmerksam, dass einige Pflanzen mit endophytischen Pilzen in ihren Wurzeln, wie Lycopodiaceen, Ophioglossaceen, Orchideen, die Einrichtung der Symbiose schon von Anfang ihrer Entwickelung besitzen und einige gemeinsame morphologische Charaktere zeigen, vor allem die frühzeitige Ausbildung von Knöllchen. Der endophytische Pilz von *Ophioglossum vulgatum* ist ein *Fusarium*.

91. **Shibata**, K. Cytologische Studien über die endotrophen Mykorrhizen. (Pr. J. XXXVII, 648—684 m. Taf. XIV—XV.)

Auf p. 654—662 und Fig. 27—46 wird die Pilzsymbiose des Rhizoms von *Psilotum triquetrum* behandelt. Die pilzhaltigen Zellen treten in zweierlei Formen auf, als „Pilzwirtszellen" und als „Verdauungszellen", die regellos nebeneinander vorkommen. Die Kernveränderungen bei der Pilzinfektion bestehen hauptsächlich in der enormen Volumzunahme und der Ansammlung von Chromatinkörnchen zu einer Anzahl von grösseren Flocken oder Klumpen. Die Kernmembran geht in keinem Stadium verloren. Die Hautsubstanz der Pilzhyphen, die aus Chitin besteht, bleibt nach der Verdauung unversehrt zurück. Der Hautrest wird zu einem Klumpen zusammengeballt wobei ein amyloidartiger Stoff zum Zusammenkitten und zur Umhüllung dient. Die Klumpenbildung beginnt das intracellulare Mycelium entweder simultan oder an einer lokalisierten Stelle. Ist dieses der Fall, so weist die Lage des Kerns eine enge Beziehung zu diesem Vorgang auf. Der Kern beeinflusst nicht nur die Verdauung des Pilzinhalts, sondern auch die Erzeugung der amyloidartigen Klumpenkittsubstanz. Bei den intracellular lebenden Mycelien bleibt die Querwandbildung der Hyphen fast vollständig aus. Die mit Fettkörpern erfüllten „Vesikel" sind mit der unter gewissen Kulturbedingungen auftretenden Anschwellung von vegetativen Hyphen vergleichbar.

92. **Raciborski, M.** Plantes et fourmis. (Comptes rendus du Journ. de la Soc. polon. d. Natural. „Kosmos" I, 11—18. Leopol.)

Drynaria rigidula besitzt ausser den normalen assimilierenden Blättern noch kürzere, an der Basis stark verdickte Blätter. Sie dienen anfänglich als Wasserreservoir, vertrocknen dann aber, fallen indes nicht ab, sondern bedecken zusammen mit dem sich ansammelnden Humus die unterirdischen Teile des Farns und beschützen sie während der Trockenzeit. Diese sind von zahlreichen Kanälen durchzogen, die von Ameisen bewohnt werden. Die Tiere schützen die Pflanze gegen jede äussere Gefahr.

93. **Yapp, R. H.** Two Malayan „Myrmecophilous" Ferns, *Polypodium (Lecanopteris) carnosum* (Bl.) and *P. sinuosum* Wall. (Ann. of Bot. XVI, 185 bis 281 m. 3 Taf.)

Die beiden malayischen epiphytischen Farne, die bereits von Goebel und Karsten beschrieben worden sind, besitzen dicke fleischige Rhizome, die durch ein System von Galerien ausgehöhlt sind, ähnlich wie bei *Myrmecodia* und *Hydnophytum* und anderen von Ameisen bewohnten Pflanzen. Nahe der Stammspitze wird in gewissen bestimmten Zwischenräumen ein Gewebe aus grossen dünnwandigen Zellen ohne Intercellularräume gebildet, das aber bereits früh zerfällt und von den Ameisengalerien eingenommen wird, die also lysigenen Ursprungs sind.

Das Galeriesystem besteht bei beiden Farnen aus einer ventralen Galerie, die der Länge nach durch den Stamm läuft, und zwei laterale Galeriereihen

Digitized by Google

an die Zweige und zwei Reihen vertikaler Galerien an die angeschwollenen Blattkissen abgibt. Bald nach Abgang von der Hauptgalerie verzweigen sich die vertikalen Galerien und bilden so zwei Längsreihen dorsaler Kammern. Bei *Polypodium sinuosum* sind diese gänzlich innerhalb des Gefässbündelsystems, und jede besteht aus zwei Gliedern, deren eines (die Fortsetzung der vertikalen Galerie selbst) blind in dem Blattkissen endigt, während das andere rückwärts durch die Gewebe des Stammes geht. Bei *P. carnosum* besteht jede dorsale Kammer (deren grösserer Teil ausserhalb des Gefässbündelsystems sich befindet) aus drei Gliedern; zwei endigen schliesslich blind in einem Blattkissen, während das dritte weiter geht und im nächsten Blattkissen auf der entgegengesetzten Stammseite endet. Es enthält also jedes Blattkissen bei *P. carnosum* drei blinde, quer angeordnete Galerien, bei *P. sinuosum* nur eine einzige. Eine Verbindung zwischen den Galerien und der Aussenluft wird mit Hilfe von kurzen Gängen, die durch die Ameisen selbst in den weichen Geweben der jüngeren Stammteile ausgehöhlt werden, hergestellt. Der Charakter und die Lage des grosszelligen Gewebes scheinen anzuzeigen, dass es ursprünglich als ein besonderes Wasserreservoir entwickelt wurde; aber seine so baldige Auflösung weist vielleicht auf einen gewissen Grad von Funktionsänderung hin, d. h. dass die es ersetzenden Galerien wichtige Funktion zu erfüllen haben. Ein Hinweis, dass die Galerien eine Anpassung um der Ameisen willen seien, existiert nicht; ihre Bedeutung ist noch dunkel. Vielleicht dienen sie auch als Organe für die Durchlüftung des Stammes, der beinahe frei von Intercellularräumen ist, und schliesslich mögen sie auch in geringem Grade die Absorption von Wasser unterstützen.

Die Sori von *P. carnosum* entspringen auf Randlappen, die bei der Reife sich nach der Wedeloberseite umbiegen, was vielleicht eine Anpassung darstellt, um die Ausstreuung der Sporen ausser bei starkem Winde zu verhindern. Die Pflanze findet sich nur auf den äussersten Zweigspitzen der Bäume, und die Sporen haben nur bei Wind gute Gelegenheit, ihr letztes Ziel zu erreichen.

Was die systematische Stellung dieser beiden Farne, die früher in verschiedene Gattungen untergebracht wurden, betrifft, so weisen sowohl die äusseren Tatsachen und der innere Bau darauf hin, dass sie als nahe verwandte Arten zu betrachten sind.

Die Ameisen in *P. sinuosum* aus Singapore gehören nach der Bestimmung von Forel zu Technomyrmex albipes Smith., die in *P. carnosum* zu Cremastogaster Yappi Forel n. sp.

IV. Sporen erzeugende Organe, Sporangien, Sporen, Aposporie.

94. **Worsdell, W. C.** The morphology of sporangial integuments. (Ann. of Bot. XVI. 596—599.)

Für die homosporen Leptosporangiaten wird Celakovsky's Ansicht, dass das den Sorus tragende Segment des Fiederchens das Homologon zum äussern Integument des Ovulums der Angiospermen und das Indusium das Homologon zum inneren Integument ist, aufrecht erhalten. Als entwickelungsgeschichtliche Reihen können aufgestellt werden: 1. *Thyrsopteris* und *Hymenophyllaceae:* Indusium mit Sorus terminal, 2. *Dicksonia, Cibotium, Davallia, Lygodium:* Indusium und Sorus sind durch Auswachsen des Blattsegments auf die Unterseite ge-

Digitized by Google

drängt, 3. *Cystopteris, Cyathea* etc.: Sorus von Anfang an auf der Unterseite, 4. *Polypodium, Pteris cretica:* Indusium verschwunden.

Bei den heterosporen Leptosporangiaten ist die Frucht der *Salviniaceae* äquivalent einem Ovulum mit einem Integument; das Indusium ist das innere Integument und der den Sorus tragende Blattlappen ist wahrscheinlich homolog mit dem äusseren Integument. Der monangische Sorus von *Azolla* besitzt eine auffallende Ähnlichkeit mit einem Ovulum. Die Frucht der *Marsiliaceae* ist eine zusammengesetzte Frucht der Salviniaceen. Bei *Pilularia* ist sie homolog dem gefiedert-4blätterigen Blatte von *Marsilia*, bei *M.* mit einem gefiedert vielblätterigen Blatte. Die äussere Wand des Sporokarps ist homolog der Oberseite des äusseren Integuments des Ovulums, das viele Sori einschliessende Indusium mit dem inneren Integument.

Die meisten Filicineen besitzen einen polyangischen Sorus; bei den Schizaeaceen und bei *Azolla* ist er monangisch, wie bei den meisten Phanerogamen.

Für *Isoetes* schliesst sich Verf. der Ansicht Celakovsky's an, dass das Velum äquivalent ist dem Indusium der Farne und die Ligula dem Sorus tragenden Blattsegment, daher ist das Sporangium mit den beiden Organen gleich dem Ovulum mit seinen beiden Integumenten. Bei *Lepidocarpon* ist das „Integument" wahrscheinlich äquivalent dem Velum von *Isoetes*, aber besser entwickelt; bei anderen Gattungen ist das Velum oder dieses und die Ligula abortiert oder nie entwickelt, z. B. *Lepidodendron* und *Spencerites*.

Bei den *Equisetaceae* erfordern die gestielten Sporophylle den nötigen Schutz.

95. **Thomas, A. P. W.** The affinity of *Tmesipteris* with the *Sphenophyllales*. (Proc. R. Soc. LXIX, 343—350.)

Drei Ansichten bestehen hinsichtlich der Natur der fertilen Organe von *Tmesipteris* und *Psilotum*. Juranyi, Strasburger, Sachs und Goebel betrachteten das ganze Organ als einen Zweig des Stammes, äquivalent einer reduzierten *Lycopodium*-Ähre, und ihre Lappen demgemäss als Blätter. Brongniart und Lürssen verglichen es mit einem *Lycopodium*-Sporophyll, und Bower sah es als ein einzelnes Blatt mit zwei das Synangium auf der adaxialen Seite tragenden Lappen an. Nach Scott endlich ist das Synangium mit seiner Achse korrespondierend dem ventralen Sporangiophor der *Sphenophyllales*. Auf Grund des Studiums von Variationen dieser fertilen Organe (Sporophylle) bei *Tmesipteris* — 1. Sporophylle mit wiederholter Dichotomie und 2 oder 3 Synangien, 2. Sporophylle mit gestieltem Synangium, 3. Sporophylle, bei denen das Synangium durch einen normalen Blattlappen ersetzt ist — und durch Vergleich mit den *Sphenophyllales* kommt Verf. zu dem Schluss, dass das Synangium äquivalent ist einem Sporangiophor mit seinen Sporangien, und dass die Verwandtschaft mit den *Sphenophyllales* grösser ist als allgemein angenommen wird.

Die Untersuchung der zwar stark reduzierten aber im wesentlichen ähnlichen Sporophylle von *Psilotum triquetrum* und ihrer Variationen — zweite Dichotomie eines Zweiges der ersten Gabel mit 2 Synangien und 3 Blattlappen oder Dichotomie beider Zweige mit 3 Synangien und 4 Blattlappen — zeigte, dass die wiederholte Dichotomie der Sporophylle ein alter Zug in der Familie der Psiloteen ist. Obgleich nun der Charakter der Sporophylle und besonders der Sporangiophore die Einordnung der *Psiloteae* in die Klasse der *Sphenophyllales* rechtfertigt, bilden sie doch eine von diesen etwas entfernte Familie.

Digitized by Google

96. **Lloyd, F. E.** What is the archesporium? (Soc. f. Plant Morph. and Physiol. in Science N. S. XV, 408.)

97. **Benson, M.** A new Lycopodiaceous seed-like organ. (New Phytologist I, 58—59 m. 8 Fig. London.)

98. **Britton** und **Taylor** (Ref. 15 u. 41) beschreiben die Sporangien von *Vittaria lineata*. Sie sind langgestielt und kugelig mit einem Annulus von ungefähr 14 Zellen, 4 Lippenzellen und 4 Konnektivzellen. Die Sporen sind nierenförmig mit glatter Aussenwand. Die kleineren Zellen an der Basis des Sporangiums auf dem Stiel sind stark angeschwollen und bei der Öffnung kippen sie das Sporangium zurück und helfen so beim Ausstreuen der Sporen. Die Paraphysen sind langgestielt, verzweigt und vielzellig; die Endzellen sind länger, gekrümmt und an der Spitze verbreitert.

99. **Steinbrinck, C.** Über den Schleudermechanismus der *Selaginella*-Sporangien. (Ber. D. B. G. XX, 117—128 m. 8 Abb.)

Anknüpfend an Göbels Untersuchungen über die Sporangien und Sporenverbreitung bei *Selaginella* stellt Verf. sich als Aufgabe, die mechanische Wirkung und den anatomischen Bau des Schleuderapparates aus der Kohäsionshypothese zu erklären und den Beweis dafür zu erbringen, dass mit den Beobachtungen nur diese Hypothese vereinbar ist. Die Beobachtungen wurden an den Sporangien von *S. flabellata* gemacht.

Der Schleudervorgang bei den Makrosporangien beruht hauptsächlich auf der Tätigkeit des unteren kahnförmigen Teiles des Sporangiums, indem durch Wasserverlust die anfangs gerundeten Kahnwände flach gestreckt werden, sich nähern und einen starken Druck auf die von ihnen umfassten beiden mittleren Sporen ausüben. Die beiden seitlichen Sporen werden dadurch abgeschleudert, dass die obere und untere Klappe des Sporangiums beim Aufeinanderprallen der Kahnränder in der passiven Einwärtsbewegung plötzlich gehemmt werden. Der Schleudermechanismus lässt sich aus dem Schrumpfeln des Sporangiums erklären, und der anatomische Aufbau erklärt sich durch die Kohäsionstheorie ganz vortrefflich. Verf. bringt eine Reihe von Beweisen für den Kohäsionsmechanismus des Makrosporangiums. Ihr Schleudermechanismus beruht auf dem Kohäsionszug des Zellsaftes, während die definitive Gestalt ihrer Klappen nach vollständigem Austrocknen teils durch Verkürzung ihrer Aussenmembran, teils durch das Bestehenbleiben ihrer Faltung bedingt ist.

Der Schleuderapparat der Mikrosporangien besteht lediglich in der Elastizität der verdickten Zellmembranen in dem Augenblicke, wo sie beim Riss der Zellflüssigkeit zurückschnellen. Dieser Spannungsausgleich kann allmählich in Absätzen nacheinander erfolgen, wobei jedesmal nur eine beschränkte Anzahl von Mikrosporen herausgeworfen wird, oder es können ausgedehntere Zellregionen zu gleicher Zeit zurückschnellen und grössere Mengen von Mikrosporen hinausschleudern.

Auch abgestorbene Sporangiengewebe zeigen dieselben Schleuderbewegungen, wie entsprechende Stücke frischer Sporenbehälter, wenn die Objekte so lange im Wasser gelegen haben, dass ihre Zelllumina wieder vollständig mit Wasser erfüllt waren.

100. **Schwendener, S.** Über den Öffnungsmechanismus der Makrosporangien von *Selaginella*. (Sitzungsb. Ak. d. Wiss. Berlin, Math.-Natw. Kl., 1056—1059 m. 2 Fig.)

Die Wand der Makrosporangienklappen von *Selaginella* besteht teils aus

Digitized by Google

grossen hohen Zellen mit verdickten Radial- und Innenwänden, teils aus viel kleineren niedrigen Zellen mit geringer Wandverdickung. Jene zeigen beim Austrocknen und Wiederbefeuchten nur kleine Veränderungen, diese dagegen sind in hohem Grade hygroskopisch und bei den Klappenbewegungen vorwiegend beteiligt. Ein Schnitt durch den kleinzelligen Teil der Klappe krümmt sich beim Austrocknen nach aussen konkav und zwar ohne Zuckungen, die Aussenwände der Zellen wölben sich hierbei papillenartig vor; beim Wiederbefeuchten kehrt der Schnitt in die frühere Lage zurück, und die Papillen verschwinden. Schon beim Anhauchen werden diese Bewegungen ausgeführt. Der sogenannte Kahn der aufgesprungenen Sporangien, dessen Kiel ebenfalls kleinzellig ist, zeigt auf Durchschnitten ähnliche Bewegungen. Die Öffnungs- und Schliessbewegungen der Sporangien werden durch die hygroskopischen Eigenschaften der Zellhäute und nicht durch den sogenannten Kohäsionsmechanismus bedingt. Ob neben den hygroskopischen Eigenschaften auch noch Kohäsionserscheinungen vorkommen, denen z. B. die Zuckungen zuzuschreiben wären, muss dahingestellt bleiben.

101. **Denke, P.** Sporenentwickelung bei *Selaginella*. Inaug.-Diss. Bonn. (Beih. z. Bot. Centralbl. XII, 182—199 m. 1 Taf.)

Die Entwickelung der Sporangien bis zur Teilung der Sporenmutterzellen, die Teilung der Mikro- und Makrosporenmutterzellen sowie die Entwickelung der Makrosporen von ihrer Anlage bis zur Reife wurden bei *Selaginella Emiliana* und *S. Martensii*, vergleichsweise auch bei *S. serpens* und *S. stenophylla*, untersucht.

Die Sporangien der Selaginellen entstehen am Stengelumfang aus Epidermiszellen und hypodermalem Gewebe. Bei den untersuchten Arten ist eine Ableitung der Sporenmutterzellen von einer einzigen, durch ihre Grösse charakterisierten Zelle nicht zu konstatieren. Makro- und Mikrosporangien entwickeln sich vollkommen gleich bis zur Trennung der Zellen des zentralen Gewebes im Sporangium. Für die Annahme, dass die Makro- und Mikrosporen phylogenetisch denselben Ursprung haben, sind Anknüpfungspunkte vorhanden. Die Teilung sowohl der Makro- als auch der Mikrosporenmutterzellen wird eingeleitet durch Anlage einer extranuklearen Spindel. Der Kern wird durch Fibrillen, die von den Spindelpolen ausgehen und an die Kernmembran ansetzen, in die Spindel hineingezogen. Exo- und Mesospor der Makrosporen werden vom Plasma der Spezialmutterzelle nacheinander gebildet und liegen einander fest an. Während dessen wird die Spezialmutterzellmembran aufgelöst. Nach der Bildung des Mesospors besteht das Plasma der Sporenanlage nur noch aus einer kleinen, am Sporenscheitel liegenden Kugel. Die Verzierungen auf der Aussenseite des Exospors werden bei *S. Emiliana* vor der Trennung der beiden Membranen gebildet. Die Trennung der Membranen ist die Folge eines schnelleren Wachstums des Exospors. Eine Erklärung des Membranwachstums erscheint wegen der Unkenntnis der Zusammensetzung der auftretenden schaumigen Massen vorläufig nicht möglich.

102. **Howe, M. A.** A note on the vitality of the spores of *Marsilea*. (Torreya II, 120—122.)

Die Sporen 11 Jahre alter Sporokarpien von *Marsilea quadrifolia* keimten und solche aus 18 Jahre altem Herbarmaterial von *M. vestita* bildeten Prothallien mit Antheridien und Archegonien, aus denen nach Befruchtung Embryonen von beträchtlicher Grösse erzogen werden konnten.

Digitized by Google

108. **Steele** (Ref. 86) berichtet von einem zweiten Fruchten von *Osmunda cinnamomea.*

104. **Coffin, L. E.** Answer to an inquiry for a satisfactory method of mounting simple microscopical objects such as fern and mushroom spores etc. (Journ. Appl. Microsc. and Labor. Methods, p. 2108.)

105. A handsome Hartstongue. (Gard. Chr. XXXI, 5 m. Abb.)

Scolopendrium vulgare var. *crispum Drummondae superba* mit Apicalaposporie wird besprochen und abgebildet.

106. **Druery, Ch. T.** Ferns proliferous. (Gard. Chr. XXXII, 408.)

Athyrium filix femina var. *plumosa* Druery mit Soralbulbillen, die neue Pflänzchen gebildet hatten.

V. Systematik, Floristik, geographische Verbreitung.

107. **Sadebeck, R.** *Isoetaceae.* (In Engler-Prantl, Die Natürl. Pflanzenfamilien, Lfg. 211 u. 218, p. 756—779 m. 12 Fig.)

Nach Aufführung der wichtigsten Literatur werden die Merkmale, die Vegetationsorgane und deren anatomisches Verhalten, die Sporangien, die Keimung der Sporen und das Prothallium, die Embryoentwickelung, Apogamie und geographische Verbreitung eingehend besprochen sowie die Einteilung der Gattung und ihrer 62 Arten gegeben. Fossile Isoetaceen führt Potonié an.

108. **Potonié, H.** Zweifelhafte und obsolete Lepidophytengattungen, *Cycadofilices* und sonstige Mittelgruppen zwischen *Filicales* und höheren Gruppen (*Cladoxyleae, Lyginopterideae, Medulloseae, Cycadoxyleae, Protopityeae, Araucarioxyla*), Reste besonders zweifelhafter systematischer Stellung. (Ebenda, Lfg. 218, p. 779—798 m. 16 Fig.)

109. **Bitter, R.** Nachträge zu den *Marattiaceae* und *Ophioglossaceae.* (Ebenda, Lfg. 218, p. 799—800.)

110. **Watkins, W. G.** The genera of *Aspidieae.* (Fern. Bull. X, 85—87.)

Vergl. ferner **Underwood**, Gattungen der *Aspidieae* und die Gattung *Gymnogramme* (Ref. 274).

111. **Borbas, V. de.** *Polypodii vulgaris* varietates. (Magyar Botanikai Lapok-Ung. Botan. Bl. I, 189—140.)

Bei Besprechung der verschiedenen Varietäten von *Polypodium vulgare* wird eine zur subsp. *P. serratum* W. gehörige subvar. *ototomum* Borb. aufgeführt.

112. **Lloyd, F. E.** Observations on *Lycopodium.* (Torreya II, 20—21.)

Bemerkungen über *Lycopodium complanatum, L. alpinum* und *L. Selago* namentlich im Vergleich zu verwandten amerikanischen Arten.

113. **Thomas, A. P. W.** Affinity of *Tmesipteris* with the *Spenophyllales.* (cf. Ref. 95.)

114. **Kupffer, K. R.** Verbreitung des Riesen-Schachtelhalmes [*Equisetum maximum*] in der alten Welt. (Act. Hort. Bot. Univ. Imp. Jurjevensis III, 156—166 mit 1 Kartenskizze.)

Die Grenze verläuft: Insel Skye—Aberdeen—Jütland—Insel Hven im Sund—Rügen—Putzig—Heiligenbeil—Stallupönen—Pilten in Kurland—Kalwarya in Polen—Plock und Kozienice an der Weichsel—Lemberg—Satanow und Uschitza in Podolien—Rumänien—Dobrudza—Halbinsel Krym—Kuban und Terek—Transkaukasien—Turkmenien—Süduferdes Kaspi-See—nördliches Persien—Armenien—nördliches Syrien—Cypern—Südeuropa—Algier—Marokko—Kanarische Inseln—Madeira—Azoren—Nordamerika. Das Verbreitungsgebiet hat grosse Ähnlichkeit mit den Gebieten der Eibe, der Rotbuche und des Efeu.

Digitized by Google

Arktisches Gebiet.

115. **Ostenfeld, C. H.** Flora arctica. Pt. I. Pteridophyta, Gymnospermae, Monocotyledones von O. Gelert und C. H. Ostenfeld. Kopenhagen [Det nordiske Forlag].

Die Pteridophyten werden durch 80 Arten repräsentiert.

116. **Porsild, M. P.** Bidrag til en skildering of vegetationen paa Öen Disko tilligemed spredte topografiske og zoologiske jagttagelser. (Meddels. om Grönland XXV, 91—289, franz. Ref. p. 251—308 mit 17 Textfig. u. 6 Taf. Kopenhagen.)

117. **Wulff, Th.** Botanische Beobachtungen aus Spitzbergen. 115 S. m. 4 Taf. Lund.

Skandinavien, Dänemark.

118. **Lagerheim, G.** Bidrag till kännedomen om karlkryptogamernas forna utbredning i Sverige och Finland. (Geol. Fören. Förhandl. XXIV, p. 37—43.)

Von den 8 aufgeführten Gefässkryptogamen waren *Lycopodium annotinum*, *Polystichum spinulosum*, *Polypodium vulgare*, *Phegopteris polypodioides* und *Ph. Dryopteris* bisher nicht als fossil bekannt. Mit Ausnahme von *Polypodium* wurden sie sämtlich in Ablagerungen der Litorinazeit oder in späteren Ablagerungen gefunden. *Polypodium* und *Polystichum Thelypteris* kamen schon während der Ancyluszeit vor. Der letztgenannte Farn scheint früher eine weitere Verbreitung in Schweden gehabt zu haben; in Schonen und Finnland ist er als torfbildend (Farntorf) beobachtet worden.

119. **Ostenfeld, C. H.** Botaniske jakttagelser fra Rendalen i det östlige Norge. (Nyt Mag. f. Naturv. XL, 240—241.)

120. **Havaas, J.** Om vegetationen paa Hardangervidden. (Bergens Mus. Aarbog 19 S.)

121. **Wille, N.** Vegetationen i Seljord i Telemarken efter 100 aars forlöb. (Nyt Mag. f. Naturv. XL, 65—98.)

122. **Carlson, G. W. F.** Om vegetationen in några småländska sjöar. (Bhg. K. Sv. Vet. Ak. Hdl. XXVIII, 40 S. m. 1 Fig.)

123. **Rudberg, A.** Förteckning öfver Vestergötlands Fanerogamer och Karlkryptogamer med uppgift om växestellen och frekvens. Mariestad.

124. **Andersson, G.** Tvenne för Sverige nya växtarter. (Bot. N., 81—85.)

Equisetum maximum wurde auf der Insel Hven, Schonen, im Sund gefunden. Es ist in älteren Floren für Schonen bereits angegeben und eine von den Pflanzen, die durch die Klimaänderung nach Süden verschoben worden sind.

125. **Christensen, C.** Revideret Liste over danske Pteridofyter. (Bot. Tidsskr. XXIV, 369—376.)

Verf. gibt ein nach modernen systematischen und nomenklatorischen Prinzipien redigiertes Verzeichnis der 46 dänischen Pteridophyten und teilt Beschreibungen einiger hybriden Formen, die vermutlich noch zu finden wären, mit. Porsild.

126. **Möller, O. og Ostenfeld, C. H.** De in de senere aar i Danmark jagttagne findesteder for mindre almindelige Karplanter. (Bot. Tidsskr. XXIV, 380—384.)

Digitized by Google

Grossbritannien.

127. **Praeger, R. L.** Studies in the British Flora, III. Ferns. (Knowledge 1902, p. 113—117 m. Abb.)

128. **Trail, J. W. H.** The flora of Buchan (Aberdeen). (Tr. Buchan Field Club VI, 69—162 m. Kart.)

129. **Archibald, St.** Fern varieties from Renfrewshire. (Tr. Edinburgh Field Naturalists and Microsc. Soc. IV, 206—208.)

130. Reports on excursions. (Tr. Nat. Hist. Soc. Glasgow VI, 262.)

Farne sind erwähnt auf den Exkursionen nach Culzean Castle und Crossraguel Abbey sowie nach Aikenhead, Cathcart.

131. **Rogers, W. M.** Some Clydesdale and S. W. Ayrshire plants. (J. of B. XL, 59.)

132. **Robinson, J. F.** The flora of the East Riding of Yorkshire. 253 S. London [Brown & Sons].

133. **Wheldon, J. A.** and **Wilson, A.** West Lancashire plants. (J. of B. XL, 849—850.)

134. **Green, C. Th.** The flora of the Liverpool district. 207 S. m. Abb. Liverpool [Marples].

135. **Druce, G. C.** Anglesey and Carnavonshire plants. (J. of Bot. XL, 188.)

136. **Salmon, C. E.** and **Bennett, A.** Norfolk notes. (Ebenda, p. 100 bis 101.)

137. Watson Botanical Exchange Club report, 1900/01. (Ebenda, p. 113.)

Azolla caroliniana in Hayes Place, Kent.

138. **Marshall, E. S.** and **Sheolbred, W. A.** Gloucestershire and Monmouth plants. (Ebenda, p. 264.)

139. **Druery, Ch. T.** *Pteris aquilina cristata* (in St. Leonard's Forest near Faygate, Sussex). (Ga. Chr. XXXII, 226—228 m. 2 Abb.)

140. **Whitwell, W.** East Sussex notes. (J. of B. XL, 106, 108.)

141. **Marshall, E. S.** West Sussex plant notes for 1901. (Ebenda, p. 226.)

142. **Ross, D.** Cornish Ferns etc. (Ga. Chr. XXXII, 122.)

143. **Davey, F. H.** Tentative list of the flowering plants, ferns etc. known to occur in the county of Cornwall, including the Scilly Isles. 276 S. Penryn.

144. **Praeger, R. L.** On types of distribution in the Irish flora. (Pr. R. Irish Acad. XXIV, Sect. B, 1—60.)

145. **Praeger, R. L.** Gleanings in Irish topographical botany. (Ebenda, p. 87—88.)

146. **Hanna, H., Praeger, R. L.** and **Waddell, C. H.** Botany. A guide to Belfast and the counties of Down and Antrim. Prepared for the meeting of the British Assoc. by the Belfast Naturalists, Field Club. Belfast [M'Caw, Stevenson & Orr Lmtd.].

Die Pteridophyten werden p. 126—128 behandelt.

147. **Praeger, R. L.** Maidenhair Fern in north-east Galway. (Irish Naturalist XI, 321.)

148. **Praeger, R. L.** A rare variety of Lady Fern, *Athyrium Filix femina* var. *Fildiae*. (Ebenda, p. 44.)

149. **Scully, R. W.** Notes on the Kerry flora, 1901. (Ebenda, p. 159.)

Osmunda regalis var. *decomposita* Druery wird beschrieben.

Digitized by Google

150. **Burbidge.** A trip through Cork and Kerry. (Ga. Chr. XXXII, 179.)

In den marschigen Wiesen und den Brüchen wächst *Osmunda* zu tausenden, zuweilen beinahe als Baumfarn 2 Fuss hoch mit 6—8 Fuss langen Wedeln. Nahe den Gebirgsströmen sind die Baumstämme in den schattigen Wäldern und die Steine mit *Hymenophyllum tunbridgense* bekleidet.

Niederlande.

151. Aanwinsten van het Vereenigings-herbarium gedurende het jaar 1900/01. (Nederl. Kruidk. Arch. III. Ser. 2 D., p. 604. Nijmwegen.)

152. Ingekomen planten gedurende de laatste helft van het jaar 1901. (Ebenda, p. 802—803.)

153. **Destrée, C. E.** en **Ogterup, A.** et al. Phanerogamae et Cryptogamae vasculares waargenomen op de excursien te Roermund en omstrecken op 16 en 17 Augustus 1900, na afloop der Zomervergadering. (Ebenda, p. 628—632.)

Deutschland.

154. **Lürssen, Chr.** Pteridophyten (im Bericht der Kommission für die Flora von Deutschland über neue Beobachtungen aus den Jahren 1899—1901). (Ber. D. B. G. XX, [178]—[182].)

Zusammenstellung der neuen Funde aus der Literatur und nach einigen schriftlichen Mitteilungen von J. Müller-Knatz aus dem Mittelrheingebiet und Bayern.

155. **Thomé.** Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz in Wort und Bild. 2. Aufl. Liefg. 1 u. 2. Gera [F. v. Zezschwitz].

156. **Beyer, R.** Nordostdeutsche Schulflora. Tabellen zur Bestimmung der wildwachsenden und der häufiger angebauten Blüten- und Farnpflanzen der Provinzen Brandenburg, Pommern, Posen, Ost- und Westpreussen und Sachsen (Nordhälfte), der Grossherzogtümer Mecklenburg und des Herzogtums Anhalt nach der Flora des nordostdeutschen Flachlandes von P. Ascherson und P. Graebner. 344 S. m. 12 Abb. Berlin [Gebr. Borntraeger].

Die Pteridophyten werden p. 25—37 behandelt.

157. **Pieper, G. R.** 11. Jahresbericht des Botanischen Vereins zu Hamburg 1901/02. (D. B. M. XX, 158—160.)

Es wird eine grössere Zahl von Pteridophytenformen, die von J. Schmidt gesammelt und neu für die Provinz Schleswig-Holstein sind, aufgeführt, darunter folgende von Schmidt neu beschriebene Formen: *Aspidium phegopteris* Baumg. f. *geminata*, *A. Thelypteris* Sw. f. m. *furcata*, *Athyrium Filix femina* Rth. f. m. *furcans*, *Ophioglossum vulgatum* L. f. m. *furcata* sowie einige von Lürssen im Manuskript nur benannte Formen: *Aspidium Filix mas* Sw. f. *acuminata*, f. *diorsi-lobata* Moore sbf. *angustipinnulata*, f. *laxa*, *Athyrium Filix femina* Rth. f. *fissidens* Döll sbf. *angustifolia*.

158. **Führer, G.** Forschungsergebnisse aus dem Kreise Heydekrug. (Schr. Phys.-Ökonom. Ges. Königsberg XLIII, 95—109.)

159. **Abromeit.** Spaziergang durch den Döhlauer Wald im südlichen Ostpreussen. (Bericht üb. d. 41. Jahresvers. d. Preuss. Bot. Ver. z. Löbau in Allg. Bot. Zeitschr. f. Syst. etc. VIII, 190.)

160. **Preuss, H.** Vegetationsbilder aus dem Kreise Pr. Stargard. (Schr. Phys.-Ökonom. Ges. Königsberg XLIII, 109—114.)

Digitized by Google

161. **Schube, Th.** Ergebnisse der Durchforschung der schlesischen Phanerogamen- und Gefässkryptogamenflora im Jahre 1901. (79. Jahresb. Schles. Ges. f. vat. Kult. Breslau, Naturw. Abt., Zool.-Bot. Sekt., p. 23—24.)

162. **Höck, F.** Studien über die geographische Verbreitung der Waldpflanzen Brandenburgs, VI. (Bot. Ver. Brandenburg XLIII [1901], 11—14. Berlin 1902.)

Der vorliegende Teil enthält den Anfang der Farne als Waldpflanzen. Es werden ihre Standorte und Verbreitung sowie die Häufigkeit ihres Vorkommens im Gebiete angegeben und dann ihr weiteres Verbreitungsareal aufgeführt.

163. **Hoffmann, F.** Botanische Ausbeute auf der Hauptversammlung des Botanischen Vereins in Lehnin. (Ebenda, p. I—III.)

164. **Hermann, F.** Beiträge zur Flora von Anhalt. (Ebenda, p. 147.)

165. **Fitting, H., Schulz, A.** und **Wüst, E.** Nachtrag zu August Garckes Flora von Halle. (Ebenda, p. 47—49.)

Bemerkenswert sind *Equisetum ramosissimum* Desf. und *Asplenium germanicum* Weis.

166. **Eggers, H.** Nachtrag zu meinem Pflanzenverzeichnis [Eisleben]. (Allg. Bot. Zeitschr. f. Syst. etc. VIII, 81.)

167. **Hergt.** *Ceterach officinarum* Willd. (Mitt. Thüringer Bot. Ver., N. F. XVII, 121.)

Der Farn wurde für Thüringen bei dem Chausseehause Zirkel im oberen Schwarzatale wieder festgestellt.

168. **Eckardt, W.** Neue Standorte seltener Pflanzen im südlichen Thüringen. (D. B. M. XX, 80, 117.)

169. **Goldschmidt, M.** Die Flora des Rhöngebirges. (Verh. Phys.-Mediz. Ges. Würzburg XXXIV, 848—855.)

170. **Anthony, E. C.** Fern hunting in Nassau. (Fern Bull. X, p. 65—68.)

171. Beiträge zur Kenntnis der Pteridophytenflora des Nahetales. (D. B. M. XX, 65—69.)

Die Varietäten und Formen von *Scolopendrium scolopendrium* werden besprochen und ihre Fundorte angegeben.

172. **Velten, C.** Ein Beitrag zur Flora von Speier am Rhein und Umgebung. (Mitt. d. Pollichia LIX, 41—42.)

173. **Vollmann, F.** u. **Kränzle, J.** Besprechung der heimischen Farne (Bayern). (Mitt. d. Bayer. Bot. Ges. z. Erf. d. heim. Flora No. 22, p. 227—228.)

Neue Fundorte seltener Arten und Varietäten.

174. **Poeverlein, H.** Flora exsiccata Bavarica, Fasc. IV—V. (Ebenda p. 240—241.)

175. **Semler, C.** Jahresbericht des Botanischen Vereins zu Nürnberg pro 1901. (D. B. M. XX, 78.)

176. **Issler, E.** Die Gefässpflanzen der Umgebung Kolmars. III. (Mitt. Philomat. Ges. Elsass-Lothringen X, 582.)

177. **Solms-Laubach, H. Graf zu** (Ref. 59) bespricht das Vorkommen von *Isoetes lacustris* in den Seen des Schwarzwaldes und der Vogesen.

178. **Hoffmann, J.** Alpenflora für Touristen und Pflanzenfreunde. 86 S. m. 250 farb. Abb. u. 40 Taf. Stuttgart [Verlag f. Naturkunde].

Pteridophyten p. 79—80 und Taf. 40.

179. **Ade, A.** Flora des bayerischen Bodenseegebiets. (Ber. Bayer. Bot. Ges. z. Erf. d. heim. Flora VIII, 109—118.)

180. **Rottenbach, H.** Zur Flora von Berchtesgaden. (D. B. M. XX, 44—46.)

Digitized by Google

Schweiz.

Vergl. **Lürssen** (Ref. 154), **Thomé** (Ref. 155) und **Hoffmann** (Ref. 178).

181. **Hegi, G.** Das obere Töss-Tal und die angrenzenden Gebiete, floristisch und pflanzengeographisch dargestellt. (Schluss.) Inaug.-Diss. v. Zürich. (Bull. Herb. Boiss. II, 49—108; Nachträge p. 185—216.)

182. **Meylan, Ch.** Documents cryptogamiques du Jura. (Ebenda p. 959.)

183. **Meylan, Ch.** Localités et plantes nouvelles pour les Juras neuchâtelois, dubisien et vaudois. (Arch. fl. jurass. III, 60—62.)

184. **Meylan, Ch.** Sur Tête-de-Ran. (Le rameau de Sapin XXXVI, No. 11, p. 41—42.)

Lycopodium alpinum, das aus dem Jura nur von Reculet und Chasseron bekannt war, wurde auch auf der Tête-de-Ran aufgefunden.

185. Recherches à faire sur quelques plantes du Jura. (Arch. fl. jurass. III, 9—18.)

185a. Société pour l'étude de la flore francs-helvétique. (Bull. Herb. Boiss. II, 614—682).

Als neue Varietät wird *Asplenium Ruta Muraria* L. var. *longilobatum* Fr. Héribaud beschrieben.

186. **Jaccard, H.** Compte rendu de l'excursion botanique à le Gemmi et au Ferdenpass, les 15—17 juillet 1901. (Bull. Murith., Soc. Valais d. Sc. nat. XXXI, 15—20.)

187. **Pannatier, J.** Notes floristiques ou contributions additionelles à la flore du Valais. (Ebenda, p. 164.)

188. **Pannatier, J.** La florule du Val des Dix. (Ebenda, p. 116—149.)

189. **Chenevard, P.** Contributions à la flore du Tessin. (Bull. Herb. Boiss. II, 115, 781—782.)

Erwähnt wird ein dreigabeliges *Ceterach officinarum*.

190. **Rosenstock.** Über einige Farne aus dem südlichen Mitteleuropa. (Allg. Bot. Zeitschr. f. Syst. etc. VIII, 77—80, 116—120.)

Aus dem Gebiet des Lago Maggiore, des Lago di Lugano und aus Südtirol wird eine Reihe von Farnformen beschrieben, darunter folgende neue; *Polypodium vulgare* L. v. *biserratum*, v. *frondosum*, v. *deltoideum*, subsp. *serratum* W. v. *intermedium* und f. *inaequale*, *Notochlaena Marantae* R. Br. v. *tripinnatifida*, *Adiantum Capillus Veneris* L. v. *pumilum*, *Blechnum Spicant* Sm. v. *medio deficiens*, *Athyrium Filix femina* Rth. v. *truncatum*, v. *pectinato-dentatum*, v. *densum*, *Asplenium Trichomanes* Huds. v. *conglomeratum*, v. *incisi-crenatum* Asch. f. *elongatum*, v. *lobati-crenatum* DC. f. *suprasoriferum*, *A. Ruta muraria* L. v. *productum*, v. *lancifolium*, v. *pseudo-Selosii*, v. *concinnum*, v. *deltoideum*, v. *depauperatum*, m. *furcatum*, *A. Adiantum nigrum* L. m. *furcatum* und *Cystopteris fragilis* Bernh. v. *angustata* Koch f. *ramosa*. Besonders ausführlich wird das an einem weiteren Standorte bei Trient aufgefundene *Asplenium lepidum* Presl. hinsichtlich seiner Merkmale behandelt; für alle Exemplare wurde das Vorhandensein von schwarzen Sklerenchymzellen im Blattstielgrunde festgestellt. Die sichersten Merkmale zur Unterscheidung dieser Art von *A. Ruta muraria* sind in der Gestalt und Beschaffenheit der Sporen, der Farbe des Laubes und der Gestalt der Segmente zu suchen.

Digitized by Google

Oesterreich-Ungarn.

Vergl. **Lürssen** (Ref. 154), **Thomé** (Ref. 155) und **Hoffmann** (Ref. 178).

191. **Neuwirth, V.** Beiträge zur Flora der Umgegend von Hermsdorf in Mähren. (4. Ber. u. Abh. d. Klubs f. Naturk., Sekt. d. Brünner Lehrervereins 1901/02, p. 46—47.)

192. **Wildt, A.** Pflanzen aus der Gegend von Gaya und Zöptein (Mähren). (Verh. Naturf. Ver. Brünn XL, Sitzungsber. p. 89.)

198. **Gogela, F.** Pflanzen aus den mährischen Karpathen. (Ebenda, Sitzgsb. p. 87.)

194. **Pascher, A.** Notizen zur Flora des südlichen Böhmerwaldes. (Sitzgsb. Dtsch. Naturw.-Mediz. Ver. f. Böhmen „Lotos" z. Prag XXII, 115.)

195. **Handel-Mazzetti, H. v.** Nachtrag zur Flora von Seitenstetten (Niederösterreich) und Umgebung. (Öst. B. Z. LII, 882—883.)

196. **Handel-Mazzetti, H. v.** Floristische Notizen (aus den Kronländern). (Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien LII, 409—411.)

197. **Vierhapper, F.** Neue Standorte aus Niederösterreich und Salzburg. (Ebenda p. 72—78.)

198. **Richen, G.** Nachträge zur Flora von Vorarlberg und Liechtenstein III. (Öst. B. Z. LII, 838—840.)

199. **Murr, J.** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg. (D. B. M. XX, 128.)

Erwähnt wird *Equisetum arvense* L. × *Telmateja* Ehrh.

200. **Hofer, F.** Die Gefässkryptogamen des Thierberges bei Kufstein. Ein kleiner Beitrag zur Flora Nordtirols. (Ebenda, p. 46—48, 114—115.)

Fundorte von 18 Farnen und Erwähnung einiger bemerkenswerten Formen dieser Arten.

201. **Vollmann, F.** Die Gefässkryptogamen des Thierberges bei Kufstein. (Ebenda, p. 116.)

Athyrium alpestre kommt herab bis in Höhen von 700 m.

202. **Handel-Mazzetti, H. v.** Beitrag zur Flora von Nordtirol. (Öst. B. Z. LII, 27.)

208. **Sabransky, H.** Ein Beitrag zur Kenntnis der Flora von Tirol. (Ebenda, p. 148—145.)

Als neue Varietät wird *Aspidium filix mas* Sw. var. *Stilluppense* beschrieben.

Vgl. **Rosenstock** (Ref. 190) Südtirol und **Borbas** (Ref. 111).

204. **Hayek, A. v.** Beiträge zur Flora von Steiermark. (Öst. B. Z. LII, 409.)

205. **Derganc, L.** Geographische Verbreitung der *Moehringia diversifolia* Doll. (Allg. Bot. Ztschr. f. Syst. etc. VIII, 175—176.)

Stete Begleiter der genannten Pflanze auf den steirischen und Kärntner Standorten sind *Asplenium septentrionale* und ausserdem zuweilen *A. trichomanes*, *A. germanicum* und *Polypodium vulgare*.

206. **Keller, L.** Dritter Beitrag zur Flora von Kärnten. (Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien LII, 75—87.)

207. **Bernatsky, E.** Die Farne und Moose im ungarischen Tieflande und in den angrenzenden Bergen. (Ungarisch m. dtsch. Res.) (Term. Füz. XXV, 7—19.)

208. **Waisbecker, A.** Die Farne des Eisenburger Komitats in Westungarn. (Magyar Botanikai Lapok [Ung. Bot. Blätter] I, ung. p. 141—144, 168—172, 204—207, 237—242, dtsch. p. 144—147, 172—178, 207—210, 242—248.)

Unter den 30 mit ihren Varietäten und Formen besprochenen Arten und

Digitized by Google

Bastarden finden sich ausser den vom Verf. schon früher (Österr. B. Z. 1899 und 1901) beschriebenen folgende neue Formen: *Athyrium filixfemina* Roth var. *rhaeticum* Roth f. *laxifrons* und f. *attenuatum* und *Aspidium filix mas* Sw. f. *accrescens*.

209. **Gjurasin, L.** Biljke s durdevačkih pijesaka. (Pflanzen vom Flugsande bei Durdevac in Kroatien.) (Glasnik hrvatskoga naravoslovnoga drustva XIII, 28—42.)

210. **Bernatsky, E.** *Ceterach officinarum* Willd. im Debliblater Sande (Temeser Komitat). (Ung. m. dtsch. Res.) (Mag. Bot. Lapok I, 857—859.)

Frankreich.

211. **Callay, A.** Catalogue raisonné et descriptif des plantes vasculaires du département des Ardennes. Charleville 1900.

212. **Petitmengin, M.** Promenades botaniques en Lorraine 1901. (Bull. Acad. intern. Géogr. bot. XI, 42—44.)

213. **Géneau de Lamarlière, L.** Contributions à la flore de la Marne IV. (B. S. B. Fr. XLIX, 851—852.)

214. **Camus, F.** Sur quelques cryptogames vasculaires de la Basse-Bretagne. (Ebenda, p. 838—844.)

Bemerkungen über *Nephrodium aemulum* (Ait.) Bak., *Nephrodium Filix-mas* Rich. var. *paleaceum* Th. Moore, *Asplenium lanceolatum* Sm., *Polypodium vulgare* L., *Hymenophyllum tunbridgense* Sm., *Equisetum littorale* Kühlew., *Azolla filiculoides* Lam. und *Lycopodium Selago* L.

215. **Camus, F.** Lettre à M. Malinvaud: *Hymenophyllum tunbridgense* Sm. aux environs de Landerneau (Finistère). (Ebenda, p. 111—115.)

216. **Gouin.** Présentation d'échantillons de *Scolopendrium officinale* à feuilles laciniées. (Act. Soc. Linn. Bordeaux LVI, p. XXXIII, 1901.)

Gesammelt in einem Brunnen bei Nogent nahe la Sauve.

217. **Durafour et Lingol.** La gorge des hôpitaux. Flore des Lacs (Bugey). (Bull. Soc. nat. de l'Ain VII, 5—10.)

218. **Saint-Lager.** *Azolla filiculoides* Lam. à Pont-de-Chérui et à la Verpillière (Isère) d'après Fr. Chrysostome et M. Oppermann. (Ann. Soc. Bot. Lyon 1900, XXV, C. R. p. 5—6.)

219. **Audin.** *Phegopteris calcicola* à Ville-sur-Jarnioux d'après M. Michaud. (Ebenda 1900, C. R. p. 89.)

Vgl. ferner Ref. 182—185a.

220. **Chodat, R.** Les dunes lacustres de Sciez et les Garides. Etude de géobotanique. (Bull. Soc. Bot. Suisse XII, 15—58.)

221. **Brétin, Ph.** Une herborisation aux environs de Marseille. (Ann. Soc. Bot. Lyon XXVII, 89—56.)

222. **Sennen.** Herborisations aux environs de la Nouvelle (Aude). (B. S. B. Fr. XLIX, 874.)

223. **Marcailhou d'Aymérie, H. et A.** Catalogue raisonné des plantes Phanérogames et Cryptogames indigènes du bassin de la Haute Ariège. (Bull. Soc. Hist. nat. Autun, p. 1—122.)

224. **Zeiller, R.** L'existence dans les Pyrénées centrales d'une forme intéressante de l'*Aspidium aculeatum*. (B. S. B. Fr, XLIX, 115.)

A. Luerssenii Dörfl. (*A. lobatum* × *Braunii*), am Wasserfall von Enfer bei Bagnères de Luchon gefunden, ist neu für die Flora von Frankreich.

Digitized by Google

Pyrenäen-Halbinsel.

225. **Bubani, P.** Flora Pyrenaea, per ordines naturales gradatim digesta. Opus posthumum editum curante O. Penzig. 4. Bd. 446 S. Mailand [U. Hoepli] 1901.

226. **Henriques, J.** Plantas novas para a flora de Portugal. (Bol. Soc. Broteriana XVIII, 177—178.)

Appennin-Halbinsel.

Vergl. **Rosenstock** (190).

227. **Christ, H.** Die Farnflora der östlichen Riviera. (Allg. Bot. Zeitschr. f. Syst. etc. VIII, 141—147.)

Von *Polypodium vulgare* werden u. a. folgende Formen beschrieben: subvar. *acutum*, subvar. *Caprinum* Christ f. *rotundatum*, subvar. *pectinatum*, f. *semihastatum*, f. *ovatum* und l. *flabellatum*. Bemerkenswert sind ferner die Funde von *Asplenium lanceolatum* Huds. und *A. Foresiacum* Le Grand var. *Italicum* n. var. Christ, die auch in den Euganeen gesammelt worden ist.

228. **Christ, H.** Quelques remarques sur la végétation de la Riviera di Levante. (B. S. B. It., 88—44, 71—78.)

229. **Bassali, E. e Barsanti, L.** Contributo alla flora delle isola del Golfo di Spezia. (Atti Soc. Tosc. Sc. Nat. XIII, 78.)

280. **Sommier, St.** La flora dell'Arcipelapo Toscano. (N. Giorn. Bot. It. IX, 319—354.)

Balkan-Halbinsel.

281. **Rohlena, J.** Zweiter Beitrag zur Flora von Montenegro. (Sitzungsb. Kgl. Böhm. Ges. d. Wiss. Prag, 1902, No. XXXIX.)

Als neue Formen werden beschrieben *Pteris aquilina* var. *Gintlii*, *Asplenium trichomanes* L. var. *pseudadulterinum*.

282. **Vladescu, M.** Cryptogamele vasculare din Romania II. (Rumänisch u. z. T. französisch.) (Bull. de l'Herb. de l'Inst. Bot. de Bucarest I, No. 2, p. 1—80.)

Diese erste Fortsetzung der Bearbeitung der Gefässkryptogamen von Rumänien behandelt ausführlich von den 12 vorkommenden Arten der Gattung *Aspidium* 9 Arten mit ihren Varietäten, Formen und Bastarden. Als neu werden beschrieben *Aspidium Dryopteris* Baumg. var. *commune*, f. *obtusum*, f. *acutum*, f. *rotundatum*, var. *cuneilobum*, var. *angustisectum*, m. *assymmetricum*, m. *biceps*, *A. Phegopteris* Baumg. var. *elevatum*, *A. Filix-mas* Sw. subvar. *brevisectum* und m. *daedaleum*.

283. **Pantu, Z. C.** s. **Procopianu-Procopovici, A.** Beiträge zur Flora des Ceahlau. (Rumänisch u. deutsch.) (Ebenda p. 81—84, 102—108.)

284. **Pantu, Z. C.** *Ophioglossum vulgatum* L. (Publ. Soc. Natur. d. Romania No. 8.)

Der Farn kommt bei Ciorogârla lânga bei Bukarest vor.

285. **Pantu, Z. C.** Plante vasculare din Dobrogea. (Ebenda.)

Vergl. ferner **Pantu**, Vocabular botanic etc. (Ref. 421).

286. **Podpera, J.** Ein Beitrag zu den Vegetationsverhältnissen von Südbulgarien (Ostrumelien). (Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien LII, 684.)

287. **Tocl, C. et Rohlena, J.** Additamenta in floram peninsulae Athoae. (Sitzungsb. Kgl. Böhm. Ges. d. Wiss. Prag 1902, No. XLIX.)

Digitized by Google

Russland.

288. **Kupffer, K. R.** Demonstration von Riesen-Schachtelhalm aus Kurland. (Korrespondenzbl. Naturf. Ver. Riga XLV. 145.)

Der nördlichste Fundort von *Equisetum maximum* ist bei Pilten auf dem rechten Ufer der Windau.

289. **Fleroff, A.** Flora des Gouvernement Wladimir I. Pflanzengeographische Beschreibung des Gouvernements Wladimir. (Russisch.) 338 S. m. 33 Autotyp. u. 4 Kart. — Botanisch-geographische Skizze der Vegetation des Wladimirschen Gouvernements. (Deutsch.) 18 S. — Enumeratio plantarum. (Lateinisch.) 76 S. Pterid. p. 1—3. (Schr. Naturf. Ges. b. d. Univ. Jurjeff X). — Moskau [J. N. Kuchnereff & Co.].

24 Pteridophytenarten werden mit ihren Standorten aufgeführt. *Isoetes lacustris* erreicht hier ihre Süd- und Ostgrenze.

240. **Ljubimenko, V.** Bemerkungen über floristische Exkursionen in den Gouvernements Niznij Novgorod und Penza. (Russisch.) (Acta Horti Jurjew. III, 78—88.)

241. **Sukatscheff, W.** Zur Flora des Landes der Donschen Kosaken. (Russisch m. dtsch. Res.) (Bull. Jard. Imp. Bot. St. Pétersburg II, 47—62.)

242. **Markowitsch, M. W.** Sur les fougères de l'Ossétie. (Russisch.) (Trav. Soc. Nat. Charkow, 12 S.)

243. **Paczosky, J.** Verzeichnis der von J. Ryabkow im Jahre 1898 im Chersonschen Kreise gesammelten Pflanzen. (Ausgabe d. Chersonschen Gouvernementslandschaft, p. 1—29.)

244. **Alekseenko, Th.** Über interessante Farne des östlichen Kaukasus. (Russisch.) (Acta Horti Jurjew. III [1901], 28—27.)

27 Arten werden angegeben und besprochen. Neu für den Kaukasus und Russland ist *Cheilanthes fragrans* Webb. et Berth.

Asien.

245. **Palibin, J. V.** Beiträge zur Flora von Transbaikalien. I. Die Vegetation des Berges Burin-chan. (Russisch.) (Arb. d. Troickosavsk-Kjachta Abtlg. d. K. Russ. Geogr. Ges., V.)

Von Pteridophyten werden aufgeführt *Woodsia ilvensis, Athyrium filix femina, Equisetum pratense* und *Selaginella sanguinolenta.*

246. **Miyake, K.** Notes on Japanese ferns. (Fern Bull. X, 114—116.)

Populäre Besprechung einiger häufigeren japanischen Farne und ihrer Verwendungen.

247. **Makino, T.** Phanerogamae et Pteridophyta Japonicae iconibus illustratae. Vol. II, No. 1—4 (1901), 5—6 (1902).

248. **Makino, T.** Observations on the flora of Japan. (Bot. Mag. XVI, 197—199.)

Als neue Varietät wird *Aspidium falcatum* Sw. var. *macrophyllum* beschrieben.

249. **Maxon, W. R.** An interesting Japanese Polypody. (Fern Bull. X, 42—48.)

Polypodium vulgare var. *Japonicum* Franch. et Sav. wird zur Art *P. Japonicum* (Franch. et Sav.) erhoben.

250. **Christ, H.** *Filices* novae. (Bull. Herb. Boiss. II, 561.)

Gymnogramme Fauriei n. sp., gesammelt von Faurie in Japan auf den

Digitized by Google

Felsen bei Shiobora, ist verwandt mit *G. microphylla* Hk.; der einzelne Wedel hat den Habitus einer sehr kleinen *Cystopteris fragilis*.

251. **Christ, H.** *Filices* Faurieanae IV. (Bull. Herb. Boiss. II, 825—832.)

Urbain Faurie sammelte in Korea 29 Farne und 8 Selaginellen, darunter als neue Arten *Athyrium Coreanum* vom Habitus des *Aspidium cristatum* Sw., *Athyrium pycnosorum*, verwandt mit *A. thelypteroides* (Michx.) und *Aspidium (Spinulosa) subspinulosum*, zu *A. spinulosum* Sm. sbsp. *euspinulosum* Asch. var. *elevatum* A. Br. gehörig. In Japan gesammelt wurde *Polypodium (Selliguea) ellipticum* (Thbg.) var. *simplicifrons* n. v.

252. Corean Ferns. (Japanisch.) (Bot. Mag. XVI, 268.)

253. **Yabe, Y.** A note of ferns from the Island of Koto (Botel-Tobago). (Japanisch.) (Ebenda, p. [45]—[52].)

Aufgezählt werden 49 Arten, darunter als neue Art *Trichomanes formosanum*, nahe verwandt mit *T. vitiense* Bk.

254. **Christ, H.** *Filices* Bodinierianae. (Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, p. 153—154, 189—274 m. 10 Textfig., 1 Taf. u. 1 Portr. Le Mans.)

Von dem † P. Emile Bodinier, sowie den P. P. J. Cavalerie, L. Martin, J. Chaffanjon, Esquirols, J. Laborde und F. Ducloux sind in der zentralchinesischen Provinz Kouy-Tcheou 174 Arten Pteridophyten gesammelt und vom Verf. bearbeitet worden mit Ausnahme der Gattungen *Niphobolus* und *Selaginella*, die Giesenhagen resp. Hieronymus bestimmt haben. Vorausgeschickt wird eine geobotanische Betrachtung der Provinz Kouy-Tcheou hinsichtlich der Farne. In dem speziellen Teile wird bei jeder Art ausser den in dieser Sammlung angegebenen Fundorten auch die anderweitige Verbreitung, besonders in China, aufgeführt.

Als neue Arten und Varietäten werden beschrieben: *Antrophyum petiolatum* Baker n. sp. mss., verwandt mit *A. plantagineum* Klf., *Gymnogramme Javanica* Bl. var. *robusta*, *Polypodium (Goniophlebium) Bodinieri*, benachbart *P. microrhizoma* Clarke, *P. lineare* Thbg. var. *abbreviatum*, *P. (Pleopeltis) phyllomanes*, welches die vom Verf. als Varietäten betrachteten *P. ovatum* Wall. und *P. hemitomum* Hance sowie die nov. var. *Doryopteris* umfasst, *P. (Pleopeltis) hederaceum* aus der Gruppe *P. Buergerianum* Miq., *Niphobolus acrocarpus* Christ et Giesnhgn., dem *N. assimilis* Bak. nahestehend, *Adiantum refractum*, eine Zwischenform zwischen *A. Capillus veneris* L. und *A. venustum* Don. *A. lunulatum* Burm. var. *limbatum*, *Doryopteris Duclouxii* vom Habitus der *D. argentea*, *Blechnum eburneum* von der Tracht des *B. Spicant* (L.) Sm., *Asplenium Wrightioides*, verwandt mit *A. Wrightii* Eat., *A. cuneifolium* Viv. var. *Vegetius*, *A. interjectum*, aus der Gruppe *A. adiantum nigrum* gegen *A. Ruta muraria* hin, *A. Bodinieri*, sich *A. Billetii* Christ nähernd, *Aspidium (Anisocampium) Otarioides*, sich an *A. subpectinatum* Wall. anschliessend, *A. (Pycnopteris) Bodinieri*, ein neues Glied dieser bisher nur aus 3 Arten bestehenden Gruppe, *A. (Lastrea, Incisa) flexile*, schwer in der Gruppe unterzubringen, *A. (Lastrea, Filix mas?) pandiforme*, vom Habitus der var. *Panda* Clarke von *A. Filix mas*, *Sagenia cicutaria* Sw. var. *tenerifrons*, *Polystichum (Auriculata) nephrolepioides*, zur Gruppe *P. Lonchitis* gehörig, *P. (Auriculata) acutidens* aus der Gruppe *P. auriculatum* (Sw.), dem *P. deltodon* (Bak.) nahestehend und *P. tripteron* (Sw.) gleichend, *P. (Auriculata) diplazioides*, zwischen *P. munitum* (Klf.) und der folgenden neuen Art stehend, *P. (Incisa) praelongum*, im Habitus von *Aspidium hirtipes* Bl. und *A. Lunanense* Christ, *P. (Foeniculacea) Martini*, nahe verwandt mit *P. carvifolium* Bak., *Cyrtomium fraxinellum* Christ var. *inaequale*, *Gleichenia laevissima* aus der Gruppe

Digitized by Google

G. glauca (Thbg.), *Selaginella Labordei* Hieron. mss. und *S. Bodinieri* Hieron. mss. vom Habitus der *S. atrovirens* Spr.

Ausserdem werden (in Anmerkungen) *Polypodium lineare* Thbg. var. *glaucosorum* n. var. und *P. podobasis* n. sp., eine Unterart von *P. trifidum* Don., aus Yunnan beschrieben.

255. **Hieronymus, G.** *Selaginellarum* species novae vel non satis cognitae. II. *Selaginellae* e subgenere (vel sectione) *Heterophyllo.* (Hedwigia XLI, 170—202.)

Aus der Untergattung *Heterophyllum* werden 20 Arten von *Selaginella*, aus den verschiedensten Ländern stammend, ausführlich beschrieben oder berichtigt; die meisten sind bereits 1901 in Englers Natürlichen Pflanzenfamilien I, 4, p. 669—718, aufgenommen und dort kurz charakterisiert sowie in ihrer verwandtschaftlichen Stellung angegeben (cf. B. J. XXIX, p. 775, Ref. 95 etc.)

Aus Asien sind darunter *S. Aitchisonii* aus Afghanistan und Turkestan sowie *S. Möllendorffii* aus China. (Vgl. ferner Ref. 261, 845, 854 u. 861.)

256. **Fedtschenko, B.** Materialien zur Flora von Schuguana. (Russisch.) (Trav. Mus. Bot. Acad. Imp. d. Sc. St. Pétersbourg I, 170.)

257. **Freyn, J.** Plantae novae orientales. VI. Verzeichnis der von P. Sintenis in Ost-Masenderan (Persien) gesammelten Pflanzen. (Bull. Herb. Boiss. II, 916—917.)

Als neue Formen werden *Pteris aquilina* L. f. *pumila* Freyn et Sint. und var. *scandens* Freyn et Sint. beschrieben.

258. **Hemsley, W. B.** and **Pearson, H. H. W.** The flora of Tibet or High Asia. (Journ. Linn. Soc. London, Bot. XXXV, 206.)

Als einziger Farn wird *Polypodium hastatum* genannt.

259. **Hope, C. W.** The ferns of North-Western India, including Afghanistan, the Trans-Indus protected States and Kashmir, arranged and named on the basis of Hooker et Bakers Synopsis Filicum and other works, with new species added. III. (Journ. Nat. Hist. Soc. Bombay XIV, 118—127, 252—266, 458—480 m. 8 Taf.)

260. **Wood, J. J.** Plants of Chutia Nagpur including Jaspur and Sirguja. (Rec. Bot. Surv. India II, 1—170 m. 1 Kart.)

47 Pteridophyten werden aufgeführt.

Malayische und polynesische Inseln.

261. **Hieronymus** (Ref. 255) gibt ausführliche Diagnosen von *Selaginella luzonensis* Hieron. von den Philippinen, *S. Novae Guineae* Hieron. aus Neu-Guinea, *S. Jouani* Hieron. aus Neu-Kaledonien, *S. Reineckei* Hieron. aus Samoa und beschreibt neu *S. Christii*, aus der Gruppe *S. arbuscula* (Klf.) Spr. und vom Habitus der *S. viridangula* Spr., aus Samoa. *S. scoparia* Christ aus Samoa ist identisch mit *S. Whitmeei* Bak.

262. **Raciborski, M.** Über einige unbekannte Farne des malayischen Archipels. (Anzgr. Akad. d. Wiss. Krakau [Bull. Acad. d. Sc. Cracovie] Math.-Nat. Kl., 54—65.)

Ausführlich besprochen und beschrieben werden folgende neue Arten: *Angiopteris Smithii*, verwandt mit *A. evecta* Hoffm., Herkunft unbekannt (vielleicht von Sumatra oder Bornea stammend), im Botanischen Garten zu Buitenzorg kultiviert, *Ophioglossum (Ophioderma) pendulum* L. var. *Solvense* aus Mitteljava, *Polybotrya Nieuwenhuisenii* aus Borneo, *Platycerium Wandae* aus

Digitized by Google

Holl. Neuguinea, *Acrostichum (Stenochlaena) Smithii* von den Molukken: *Nephrodium (Sagenia) Vitis*, am nächsten verwandt mit *N. Labrusca* (Hk.), aus Borneo, *N. Labrusca* (Hk.) var. *Boschae* aus Borneo, *Aspidium (Lastrea) Wigmanii*, eine Form von *A. Filix mas*, von der Aroeinsel westlich von Neuguinea und *Asplenium (Phyllitis) glochidiatum*, nächst verwandt dem *A. sundense* Bl., aus Borneo. *Ophioglossum intermedium* Hk. kommt ausser auf Borneo auch bei Buitenzorg vor.

268. **Giesenhagen, K.** Auf Java und Sumatra. Streifzüge und Forschungsreisen im Lande der Malayen. 270 S. Leipzig [Teubner].

Yapp, zwei malayische Ameisenfarne (Ref. 98).

264. **Penzig, O.** Die Fortschritte der Flora des Krakatau. (Ann. Jard. Bot. Buitenzorg XVIII, 92—114.)

265. **Smith, G. B.** New Zealand Ferns and Fern Study. (Fern Bull. X, 111—114.)

266. **Cockayne, L.** A short account of the plant-covering of Chatham Island. (Tr. N. Zeal. Inst. XXXIV, 248—325 m. 4 Taf.)

Australien.

267. **Bailey, F. M.** The Queensland Flora. Pt. VI. Alismaceae-Filices, p. 1701—2015 m. 12 Taf. Brisbane.

Als neue Art wird *Trichomanes yandinense* beschrieben; abgebildet werden *Marsilea Brownii* A. Br., *M. angustifolia* R. Br., *M. hirsuta* R. Br. und *M. Drummondii* A. Br.

268. **Andrews, C. R. P.** Ferns in the Perth District. (Journ. Proc. Mueller Bot. Soc. Westaustral. Perth I, 40.)

Nordamerika.

269. **Davenport, G. E.** Early fern study in America. (Fern Bull. X, 97—101.)

270. **Underwood, L. M.** Some feature of future fern study. (Ebenda, p. 105—107.)

271. **Gilbert, B. D.** Historical sketch of the Linnean Fern Chapter. (Ebenda, p. 116—120.)

272. **Druery, Ch. T.** Notes on the January Fern Bulletin. (Ebenda, p. 51 bis 52.)

278. **Underwood, L. M.** Minor inaccuracies. (Ebenda, p. 53—54.)

274. **Underwood, L. M.** American Ferns III—IV. (B. Torr. B. C. XXIX, 121—136, 617—634.)

III. Our genera of Aspidieae. Nach Schilderung der historischen Entwickelung sowie der Anordnung, Begrenzung und Benennung durch die verschiedenen Autoren gibt Verf. folgende Einteilung der *Aspidieae*:

Nerven normal frei, einfach, gegabelt oder fiederig verzweigt.

Indusium normal fehlend.

Sori mehr oder weniger verlängert. *Leptogramma* J. Sm.

Sori rund, punktförmig.

Ränder der Segmente glatt, krautig. *Phegopteris* Fée.

Ränder der Segmente weit gebogen, membranartig. *Plecosorus* Fée.

Digitized by Google

Indusium kreisförmig, zentral-schildförmig.
Fiedern mit der Rachis zusammenhängend; Textur fest, mehr oder weniger lederig. *Polystichum* Roth.
Fiedern von der Rachis gegliedert, leicht abfallend; Textur dünn krautig. *Cyclopeltis* J. Sm.
Indusium oval, durch eine zentrale Achse an ein verdicktes lineares Receptaculum angeheftet. *Didymochlaena* Desv.
Indusium herznierenförmig, angeheftet an der Krümmung.
Blätter einfach, fussförmig; Nerven undeutlich. *Camptodium* Fée.
Blätter zusammengesetzt, gefiedert; Nerven deutlich. *Dryopteris* Adans.
Nerven gefiedert, gewöhnlich sich in einfache Areolen besonders gegen den äusseren Rand hin vereinigend, atypisch frei. *Phanerophlebia* Prsl.
Nerven gegen einander geneigt, d. h. die Zweige zusammenhängender Fiedergruppen vereinigen sich und bilden einen oder mehrere Bögen.
Indusium normal fehlend.
Sori rund, punktförmig. *Goniopteris* Presl.
Sori verlängert auf den mehr oder weniger parallelen queren Bögen. *Meniscium* Schreb.
Indusium herznierenförmig, angeheftet an der Krümmung. *Cyclosorus* Lk.
Indusium länglich, der Länge nach angeheftet im Zentrum. *Mesochlaena* R. Br.
Indusium kreisförmig, zentral-schildförmig. *Cyclodium* Presl.
Nerven eine Reihe von Areolen nahe der Mittelrippe mit freien eingeschlossenen Nervchen bildend; Indusien verlängert herzförmig; Blätter einfach. *Fadyenia* Hk. et Bauer.
Nerven wiederholt anastomosierend.
Indusium normal fehlend.
Blätter zweiteilig, die Hauptnerven dichotom. *Dipteris* Reinw.
Blätter gefiedert. *Dictyopteris* Presl.
Indusium kreisförmig, zentral-schildförmig.
Areolen regelmässig, mit den eingeschlossenen Nervchen gerade und gegen die Segmentränder gerichtet. *Cyrtomium* Presl.
Areolen unregelmässig, fein, die eingeschlossenen Nervchen oft verzweigt und zurücklaufend. *Tectaria* Cav.
Indusium herznierenförmig, am Bogen angeheftet. *Sagenia* Presl.

IV. The genus Gymnogramme of the Synopsis Filicum. Die Gattung *Gymnogramme*, wie sie von Kew aus behandelt wird, stellt keine natürliche Pflanzengruppe dar und enthält unter ihren Arten eine Zahl von generischen Gruppen, von denen einige den Polypodieen, andere *(Leptogramma)* den Aspidieen, eine (*Hecistopteris*) möglicherweise den Vittarieen, mehrere den Asplenieen verwandt sind. Die *Grammitideae* der Synopsis Filicum sind ebenfalls nicht als eine natürliche Gattungsgruppe anzuerkennen. Die Arten von *Gymnogramme* der Synopsis Filicum sind auch den Pterideen wenig verwandt,

Digitized by Google

zu denen sie zumeist in Englers Natürlichen Pflanzenfamilien gestellt werden. Da der Name *Gymnogramme* ein Typonym der monotypischen Gattung *Gymnopteris* ist, die 18 Jahre früher aufgestellt ist, so verschwindet er aus der botanischen Nomenklatur. Die Gattungen sind besonders in den amerikanischen Tropen verbreitet, einige kommen nur in der Alten Welt vor, andere haben eine weite Verbreitung in tropischen und warmen gemässigten Regionen. In Nordamerika kommen vor *Ceropteris triangularis*, *C. viscosa* und *Bommeria hispida*.

Behandelt werden folgende Gattungen, in welche die hier in Parenthese genannten Arten neu eingereiht werden: *Leptogramma* J. Sm. [*L. diplazioides* (Desv.)], *Hecistopteris* J. Sm., *Gymnopteris* Bernh. (*G. subcordata* D.C.Eaton et Dav.), *G. ferruginea* (Kze.), *G. tomentosa* (Lam.), *G. vestita* (Wall.), *G. Mülleri* (Hk.), *G. Gardneri* (Bak.), *G. Delavayi* (Bak.)], *Psilogramme* Kuhn [*P. Domingensis* (Bak.), *P. schizophylla* (Bak.)], *Anogramma* Lk., *Trismeria* Fée, *Ceropteris* Lk. [*C. triangularis* (Kaulf.), *C. viscosa* (D. C. Eaton), *C. triangulata* (Jenm.)], *Bommeria* Fourn. (*B. hispida* [Mett.]).

275. **Underwood, L. M.** The *Selaginellae* of North America I. (Fern Bull. X, 8—12.)

276. **Eaton, A. A.** The genus *Equisetum* in North America X—XI. (Ebenda, p. 48—45, 71—74.)

Equisetum litorale mit seinen Varietäten und Formen, unter denen f. *formosum* neu ist, und *E. fluviatile* werden besprochen.

277. **Davenport, R.** Two new fern lists II. (Ebenda, p. 22—24.)

278. **Buchheister, J. C.** Note on some common ferns. (Ebenda. p. 56 bis 57.)

279. **Gilbert, B. D.** Some North American Pteridophytes. (Ebenda. p. 12 bis 14.)

Bemerkungen über *Asplenium anceps*, *Lycopodium tristachyum* und *Polypodium vulgare acuminatum*.

280. **Maxon, W. R.** Notes on American ferns V. (Ebenda, p. 46—47.)

Bemerkungen über *Asplenium ebenoides*, *Phegopteris Phegopteris* in Zentral New York, *Marsilea uncinata* in Louisiana und *Phegopteris Robertiana*.

281. **Clute, W. N.** A new form of the Boulder fern. (Ebenda, p. 87—88.)

Eine Form mit tief eingeschnittenen Fiedern wird als *Dicksonia pilosiuscula* f. *schizophylla* beschrieben.

282. **Palmer, W.** The log fern. (Ebenda, p. 37—41.)

Die Unterschiede zwischen *Dryopteris goldieana celsa* und den Verwandten werden besprochen.

283. **Burnham, St.** *Scolopendrium* and *Pellaea*. (Ebenda, p. 57—58.)

284. **Waters, C. E.** A new form of *Osmunda cinnamomea*. (Ebenda, p. 21 bis 22.)

Eine mit Drüsenhaaren versehene Form wird als f. *glandulosa* beschrieben.

285. **Clute, W. N.** *Botrychium ternatum* and *obliquum*. (Ebenda, p. 76 bis 77.)

Die amerikanische Art ist *B. obliquum* und nicht *B. ternatum*. Formen jener Art sind *oneidense*, *occidentale* und *intermedium*, während *B. dissectum* eine Subspecies bildet.

286. **Eaton, A. A.** Specific characters in *Botrychium tenebrosum*. (Ebenda, p. 54—56.)

Digitized by Google

287. **Eastwood, A.** A descriptive list of the plants collected by Dr. F. Blaisdell at Nome City, Alaska. (Bot. Gaz. XXXIII, 129.)

288. **Delabarre, E. B.** Report on the Brown-Harvard expedition to Nachoak, Labrador, in the year 1900. (Bull. Geogr. Soc. Philadelphia III, 65 bis 212 m. Taf. u. Kart.)

289. **Desrochers, J. E.** Une fougère rare. (Natural. canad. XXIX, 184.)

290. **Davenport, G. E.** Miscellaneous notes on New England Ferns III—V. (Rhodora IV, 7—18, 49—55, 157—166.)

Es wird behandelt in III. 5. Die Unterabteilung der *Aspidieae* von Neu-England. 6. Ein anormaler Farn, wahrscheinlich ein Bastard mit Charakteren von *Nephrodium marginale, N. Clintonianum* und *N. spinulosum*, aus den Waldsümpfen in Medford, Mass. IV. 7. Die immergrünen Farne von Neu-England, wovon 17 Arten besprochen werden. Als neue Varietät wird *Nephrodium cristatum* Rich. var. *Slossonae* aus Vermont beschrieben. V. 8. Als Ergänzung zu voriger Mitteilung wird *Woodsia obtusa* hinzugefügt. 9. Bemerkungen über *Nephrodium* hinsichtlich Priorität und Abgrenzung gegen andere Gattungen.

291. **Waters, C. E.** An analytical key for the ferns of the northeastern states, based on the stipes. (Johns Hopkins Univ. Circ., vol. XXI, 88—85.)

292. **Jewell, H. W.** Notes on some ferns of Franklin county, Maine. (Rhodora, IV, 247.)

293. **Shaw, E. L.** A new station for *Polypodium vulgare* var. *cambricum*. (Ebenda, p. 197—198.)

Western Mountain, Mt. Desert Island, Maine.

294. **Collins, J. F.** An extension of range for the typical *Lycopodium complanatum*. (Ebenda, p. 154.)

Die Pflanze kommt südlich bis Pleasant Pond Mountain, Carratunk Plantation, Somerset Co., Maine, vor.

295. **Eggleston, W. W.** The discovery of *Comandra livida* and *Lycopodium sitchense* on Mt. Washington, N.-H. (Ebenda, p. 98.)

296. **Leavitt, R. G.** Notes on *Lycopodium*. (Ebenda, p. 57—60.)

Lycopodium clavatum var. *monostachyon* auf Mt. Monadock, N. H., und *L. complanatum* var. *flabelliforme* Fernald werden besprochen.

297. **Metcalf, R. E.** The climbing fern in New Hampshire. (Ebenda, p. 88. — Fern Bull. X, 59.)

Lygodium palmatum von Winchester, N. H.

298. **Horton, F. B.** (Rhodora IV, 64) fand *Dryopteris simulata* Davl. bei Brattleboro, Vermont, und *Lygodium palmatum* Sw. in New Hampshire.

299. **Grout, A. J.** The botanical features of Mt. Mansfield, Vermont. (Torreya II, 47.)

300. **Orr, E.** The slender cliffbrake on sandstone. (Fern Bull. X, 56.)

301. **Hazen, T. E.** The habitat of the slender Cliff-brake. (Torreya II, 176.)

Cryptogramma Stelleri (Gmel.) Prtl. = *Pellaea gracilis* (Michx.) Bedd. wächst nicht nur auf Kalkstein, sondern auch auf kieseligem Sandstein im Staate New York, auf Gneis am Mt. Mansfield, Vt., ferner in Nebraska Notch und auf Sterling Mountain, auf Glimmerboden bei St. Johnsbury und Quechee Gulf bei Hartford, Vt. (Vgl. auch Ref. 327.)

302. **Osmun, A. V.** *Pellaea atropurpurea* in a strange place. (Fern Bull. X, 58—59.)

Digitized by Google

803. **Fogg, S. C.** The Ostrich Fern at Deering. (Nature Study, Januar 1902.)

804. **Druery, Ch. T.** A polydactylous variety of *Lastrea (Nephrodium) Thelypteris* from Massachusetts. (Ga. Chr. XXXI, 880.)

805. **Floyd, F. G.** A cristate form of *Nephrodium marginale*. (Rhodora IV, 244—245.)

Die gekammte Form von Milton, Mass., wird als f. *Davenportii* beschrieben.

806. **Fellow, D. W.** (Ebenda, p. 68) berichtet, dass *Camptosorus rhizophyllus* nicht in York county, Maine, vorkommt, sondern dass die Exemplare aus dem westlichen Massachusetts stammen.

807. **Harper, R. M.** Notes on *Lycopodium clavatum* and its variety *monostachyon*. (Ebenda, p. 100—102.)

Lycopodium clavatum ist in den trockenen Wäldern von Worcester county im südlichen Massachusetts stets steril, darunter Exemplare von 12 Fuss Länge. Die var. *monostachyon* kommt bei Little Wachusett, Princeton, Mass., vor.

808. **Driggs, A. W.** Notes on the flora of Connecticut. (Ebenda, p. 86.)

809. **Harger, E. B.** Noteworthy plants of Connecticut. (Ebenda, p. 84.)

810. **Bissell, C. H.** Some noteworthy plants of Connecticut. (Ebenda, p. 98.)

811. **Bissell, C. H.** and **Andrews, L.** Flora of the town of Southington, Connecticut, and its vicinity. A list of ferns and seed plants growing without cultivation. (Connecticut School Document No. 15, 118 S. m. Krt.)

50 Pteridophyten werden aufgeführt.

812. **Peck, Ch. H.** Report of the State Botanist 1899, 1900, 1901. Species not before reported. Remarks and observations. (Rep. New York State Museum 1899 [Albany 1900], p. 888, 854; 1900 [1901], p. 144, 162; 1901 [1902], Bull. 54, p. 960.)

813. **Peck, Ch. H.** Plants of Bonaparte svamp. (Rep. New York State Museum 1899, p. 859. Albany 1900.)

814. **House, H. D.** Some roadside ferns of Herkimer county, New York. (Fern Bull. II, 14—16.)

815. **Dobbin, F.** Many varieties of ferns in a small area. (The Plant World V, 97.)

15 Farnarten werden aufgezählt, die in reichlicher Menge in einem 1 acre grossen Gehölzteile im östlichen New York wuchsen.

816. **Grout, A. J.** Additions to the recorded flora of Long Island. (Torreya II, 51.)

817. **Noll, J. J.** Fern natives of Plainfield, N. J. and vicinity. (Gamophyllous, April 1902.)

818. **Waters, C. E.** A new form of *Asplenium ebenoides*. (Fern Bull. X, 1—4 m. 1 Fig.)

Bei Baltimore, Maryland, wurde ein Exemplar dieses Farns mit drei verschiedenen Wedeltypen gefunden, was für die Bastardnatur *(Camptosorus rhizophyllus* × *Asplenium ebeneum)* spricht.

819. **Waters, C. E.** Another trip to Glen Burne, Maryland. (The Plant World V, 28—30.)

820. **Pollard, Ch. L.** A new station for the gray polypody. (Ebenda, p. 133—134.)

Polypodium polypodioides wurde von W. P. Hay auf der Maryland-Bank des Potomac nahe Great Falls bei Washington, D. C., gefunden.

Digitized by Google

821. **Copeland, E. B.** Two fern monstrosities. (Bot. Gaz. XXXIV, 142 bis 144 m. 5 Fig.)

Beschreibung und Abbildung abweichender Wedel von *Asplenium pinnatifidum* Nutt. und *Polypodium vulgare* L. f. *acuminatum* von Laurel ridge, West Virginia.

822. **Wheeler, C. F.** List of flowering plants, trees and shrubs growing on the Station grounds. (Michigan State Agricult. Coll. Experiment Station, Bull. No. 186, December 1900. First Report of the Upper Peninsula Exp. Station, p. 20, 27. Agricultural College, Michigan, 1901.)

20 Pteridophyten werden aufgeführt.

823. **Farwell, O. A.** Catalogue of the flora of Detroit (Pteridophytes and Spermatophytes). (11 ann. Rep. of the Comm. of Parks and Boulevards.)

824. **Clark, H. W.** Flora of Eagle Lake and vicinity. (Pr. Indiana Acad. of Sc. 1901, p. 128—192 m. 7 Abb. Indianapolis 1902.)

20 Pteridophyten werden p. 155—156 aufgezählt.

825. **Youse, L.** The plant ecology of Winona Lake. (Ebenda p. 192 bis 204 m. 7 Abb.)

826. **Coulter, St.** Contributions to the flora of Indiana. (Ebenda p. 801.)

827. **Goetting, A. F.** Sandstone habitats of *Pellaea*. (Fern Bull. X, 85.)

An zwei Orten in Wisconsin wächst dieser sonst auf Kalkstein vorkommende Farn auf Sandstein. (Vgl. auch Ref. 801.)

828. **King, Ch. M.** A summer outing in Jowa. (The Plant World V, 222—225.)

829. **Hill, E. J.** The earliest fern. (Fern Bull. X, 78—79.)

Pellaea gracilis war Anfang April in Illinois bereits nahezu 2 Zoll hoch.

830. **Hill, E. J.** *Pellaea atropurpurea* an evergreen. (Ebenda p. 82.)

Dieser Farn ist in Illinois eine immergrüne Pflanze.

831. **Eggert, H.** *Polypodium polypodioides* on rocks in the vicinity of St. Louis. (The Plant World V, 158.)

832. **Mackenzie, K. E., Bush, B. F.** a. o. Manual of the flora of Jackson county, Missouri. Kansas City.

833. **Eaton, A. A.** A new *Equisetum*. (Fern Bull. X, 120—122.)

Equisetum hiemale intermedium, zwischen *hiemale* und *laevigatum* stehend, von Michigan, Indian Territory, Süd-California und Washington, f. *polystachyum* von Nebraska.

834. **Goodding, L. N.** Rocky Mountain plant studies I. (Bot. Gaz. XXXIII, 66.)

Als neue Art wird *Marsilia oligospora* aus Wyoming beschrieben.

835. **Flett, J. B.** Notes on some rare Washington ferns. (Fern Bull. X, 24—25.)

836. **Watkins, W. G.** Some ferns of the Sierra Nevada range. (Ebenda, p. 68—70.)

837. **Underwood, L. M.** Two new species of *Selaginella* in the southern flora. (Torreya II, 172—173.)

Aus Nord-Carolina werden beschrieben *Selaginella acanthonota*, nahe verwandt mit *S. rupestris*, und *S. Sherwoodii*, bisher verwechselt mit *S. tortipila*.

838. **Gilbert, B. D.** Georgia ferns. (Fern Bull. X, 74—75.)

839. **Harper, R. M.** A visit to Okefinokee Svamp in Southern Georgia. (Torreya II, 157.)

Digitized by Google

840. **Codwell, M.** Native Appalachian Ferns. (Home and Flowers, Januar 1902.)

841. **Earle, F. S.** The flora of the metamorphic region of Alabama. (Alabama Exp. Stat., Bull. 119, p. 49—51.)

842. **Clute, W. N.** Notes from the South. I—III. (Fern Bull. X, 5—7, 33—37, 82—84.)

Pteridophyten von New Orleans, Louisiana, Alabama und Florida.

848. **Curtiss, A. H.** Among Florida ferns. (The Plant World V, 66—72, 91—92.)

Die hervorragendsten Farne Floridas werden an ihren Standorten geschildert. *Cheilanthes Alabamensis* Kze. ist im nordwestlichen Florida aufgefunden worden.

844. **Britton, E. G.** *Trichomanes radicans.* (B. Torr. B. C. XXIX, 475—477.)

Die in Florida vorkommende *Trichomanes*-Art ist nicht, wie in den Handbüchern angegeben, *T. radicans* Sw., das in Jamaika heimisch ist, und auch nicht das in Santo Domingo vorkommende *T. scandens* L., sondern *T. Boschianum* Sturm. Die auf Baumstämmen in Florida gesammelte und als Süsswasseralge beschriebene *Poterophora Donnellii* Wolle ist ein fadenförmiges Prothallium einer *T.*-Art. Das von Chapman aus Florida erwähnte *T. Petersii* dürfte vielleicht junge Blätter von *Vittaria lineata* oder *Campyloneuron phyllitidis* darstellen.

Mittelamerika.

845. **Hieronymus** (Ref. 255) gibt ausführliche Beschreibungen der von ihm 1901 aufgestellten Arten und Diagnosen neuer Arten: *Selaginella Schaffneri* Hieron., *S. novoleonensis* Hieron. und *S. orizabensis* n. sp., aus der Gruppe *S. radiata* (Aubl.) A. Br. und am nächsten verwandt mit *S. porelloides* Spr., aus Mexiko, *S. Hoffmanni* n. sp., aus der Gruppe *S. flabellata* (L.) Spr. und verwandt mit *S. erythropus* (Mart.) Spr., aus Mexiko, Guatemala und Costarica, *S. Carioi* Hieron. und *S. Bernoullii* n. sp., aus der Gruppe *S. radiata* (Aubl.) A. Br. und ähnlich der *S. Moritziana* Spr. var. *suberecta* A. Br., aus Guatemala, *S. Wendlandii* Hieron. aus Guatemala und Costarica, *S. costaricensis* Hieron. und *S. estrellensis* n. sp., aus der Gruppe *S. stenophylla* A. Br. und verwandt mit *S. guatemalensis* Bak., aus Costarica.

846. **Underwood, L. M.** American Ferns V. A review of the genus *Danaea.* (B. Torr. B. C. XXIX, 669—679.)

Verf. unterzog einige Arten der Gattung *Danaea*, die rein amerikanisch von Kuba und dem südlichen Mexiko bis Brasilien vertreten ist, einer Revision. Unter den 12 aufgeführten Arten werden von *D. nodosa* (L.) Sm., *D. polymorpha* Lepr., *D. elliptica* Sm., *D. alata* Sw., *D. stenophylla* Kze., *D. cuspidata* Liebm. Diagnose, Standortsangaben und Bemerkungen gegeben, während *D. crispa* Endr. nur erwähnt wird; als neue Arten werden beschrieben *D. Fendleri*, der *D. alata* nahe stehend, von Trinidad, Grenada, Dominica, St. Lucia und Martinique, *D. Jamaicensis*, bisher verwechselt mit *D. stenophylla* und *D. Moritziana*, und *D. Jenmani*, verwechselt mit *D. alata*, aus Jamaika, *D. Wrightii* von Kuba und Puerto Rico und *D. Mazeana* von Guadeloupe. Es werden noch einige fragliche Arten und die übrigen in der Literatur angegebenen Species mit ihrem Namen und Vorkommen kurz aufgeführt.

Digitized by Google

847. **Smith, J. D.** Undescribed plants from Guatemala and other Central American republics XXIII. (Bot. Gaz. XXXIII, 262.)

Als neue Art aus Costarica wird *Polypodium (Eupolypodium) Alfari*, dem *P. capillare* Desv. am nächsten stehend, beschrieben.

848. **Underwood, L. M.** and **Maxon, W. R.** Notes on a collection of Cuban Pteridophyta, with descriptions of four new species. (B. Torr. B. C. XXIX, 577—584 m. 1 Abb.)

Aus einer Sammlung kubanischer Pflanzen von Ch. L. Pollard, W. und E. Palmer wird eine Reihe seltener Arten oder ungewöhnlicher Formen besprochen. Unter ihnen sind neu *Alsophila gracilis*, *Polypodium cryptum*, das auf p. 580 abgebildet wird, *Asplenium venustum* und *Diplazium aemulum*. *Polystichum ilicifolium* Fée (non *P. ilicifolium* Moore = *Aspidium ilicifolium* Don) wird neu benannt als *P. aquifolium* nom. nov.

849. **Clute, W. N.** A list of Fernworts collected in Jamaica. (Fern Bull. X, 26—27, 89—91.)

25 *Asplenium*-, 5 *Polystichum*-, 1 *Aspidium*- und 29 *Nephrodium*-Arten werden aufgeführt.

850. **Paul.** The ferns of Jamaica. (Tr. Bot. Soc. Edinburgh XXII.)

851. **Harshberger, J. W.** An ecological sketch of the flora of Santo Domingo. (Proc. Ac. Nat. Sc. Philadelphia LIII, 554—561.)

852. **Therese Prinzessin von Bayern.** Auf einer Reise in Westindien und Südamerika gesammelte Pflanzen. (Beih. Bot. C. XIII, 10—12.)

14 Pteridophyten werden aufgeführt.

Südamerika.

853. **Robinson, B. L.** Flora of the Galapagos-Islands. (Pap. from the Hopkins Stanford Expedition to the Galapagos Islands. — Contr. Gray Herb. Harvard Univ. No. 24. — Proc. Am. Ac. of Arts and Sc. XXXVIII, 75—269 m. 8 Taf.)

54 Pteridophyten werden aufgeführt.

854. **Hieronymus** (Ref. 255) gibt eine ausführliche Diagnose von der in Peru vorkommenden *Selaginella Lechleri* Hieron.

855. **Christ, H.** Spicilegium pteridologicum austro-brasiliense. (Bull. Herb. Boiss. II, 813—828, 861—881, 545—560, 633—650, 689—708.)

Aus den Sammlungen von W. Schwacke, E. Ule, F. und C. Thomas de Magalhaes Gomes, Alvaro da Silveira, A. Moeller, H. Schenck-Eug. Meyer, Werner, Kunert, A. Viereck, A. Glaziou, Smith, Casaretto u. a. werden 288 weniger bekannte, kritische, interessante oder neue Arten und Formen, teilweise mit ausführlichen Diagnosen, beschrieben; vollständig ist darunter die Liste der bisher aus Brasilien bekannten Lycopodien und Cyatheaceen. Vorausgeschickt werden einige Bemerkungen über die Pflanzengeographie der Gegend, besonders von Minas Geraes, soweit sie Farne betrifft. Die xerophile Flora des Plateaus ist die endemische Originalflora, wo sehr merkwürdige Typen sich reichlich unter dem Einfluss des trockenen Klimas und des Standortes ausgebildet haben, wie z. B. *Trichomanes pilosum*, *Adiantum sinuosum*. *Hymenophyllum Ulei*, *H. crispum*, die *Aneimia*-Arten der Campos und mehrere Zwergformen. Die hygrophile Flora der Schluchten ist die Flora der feuchten Wälder des tropischen Amerika. Hinzu kommen noch Vertreter der andinen und antarktischen Flora, wie

Digitized by Google

Hymenophyllum Magellanicum W., *Blechnum Penna Marina* (Poir.), *B. Germaini* (Hk.), *B. hastatum* Klf., *B. capense* und *Aspidium capense*. Als neu beschrieben werden *Hymenophyllum elatius*, eine Unterart von *H. ciliatum* Sw., *H. Silveirae*, eine Unterart von *H. lineare* Sw., *H. vacillans*. *Trichomanes pusillum* Sw. var. *macropus*, *T. Ulei* aus der Gruppe *T. rigidum* Sw., *Gymnogramme Schwackeana*, sich *G. Caracasana* Kltzsch. und *Psilogramme hispidula* nähernd, *Polypodium Schwackei*, verwandt mit *P. moniliforme* Lag., *P. filipes*, verwandt mit *P. longipes* Fée und *P. plebejum* Schlecht., *P. Catharinae* Langsd. et Fisch. var. *rotundatum*, *P. vexillare* vom Habitus des *P. moniliforme* Lag. oder eines sehr kleinen *P. furfuraceum* von roter Farbe, *P. Restingae*, Unterart von *P. piloselloides* Willd. und zwischen diesem und *P. lycopodioides* L. stehend, *P. herbaceum*, zur Gruppe *P. repens* L. gehörig, *Doryopteris pedatifida*, von der Tracht der *Doryopteris (Cassebeera) triphylla* Klf., *D. arifolia*, deren junge Blätter ähnlich denen von *D. elegans* Vell. sind, *Pteris undulata* aus der Gruppe *P. denticulata* Sw., *P. Schwackeana*, der *P. splendens* Klf. nahe stehend, *Blechnum minutulum*, dem *B. lanceola* Sw. analog, *Asplenium Schwackei*, sehr nahe verwandt dem indischen *A. affine* Sw., *Diplazium intercalatum*, zwischen *D. silvaticum* (Prsl.) und *D. Shepherdi* (Spr.) stehend, *Aspidium flexuosum* Fée var. *Moelleri*, *A. Glaziovii*, dem *A. Amauropeltis* Kze. sehr nahe stehend, *Phegopteris Ulei*, zwischen *P. caudata* und *P. flavo-punctata* (Klfs.) im Habitus, *Cystopteris Ulei*, *Cyathea Schanschin* Mart. var. *brasiliensis*, *Alsophila Goyazensis*, vom Habitus einer grossen *A. paleolata* Mart., *Gleichenia lanosa* aus der Gruppe *G. bifida* W., *Aneimia phyllitidis* Sw. var. *caryotidea*, *A. Ouropretana* aus der Gruppe *A. phyllitidis* Sw., *A. Ulei*, zwischen *A. caudata* Sw. und *A. oblongifolia* Sw. stehend, *A. hirsuta* Sw. var. *Schwackeana* und var. *subfiliformis*, *A. tomentosa* Sw. var. *subsimplex*, *A. ahenobarba*, Unterart von *A. tomentosa* Sw., *Lycopodium Catharinae*, zwischen *L. Selago* L. und *L. serratum* Thbg. stehend, *L. Ouropretanum*, zwischen *L. reflexum* L. und *L. affine* Hk. et Grev. stehend, *L. comans* aus der Gruppe *L. verticillatum* L. und an *L. funiforme* erinnernd, *L. longearistatum* aus der Gruppe *L. dichotomum* Jacq., *L. linifolium* L. var. *subaristatum*, *L. alopecuroides* L. var. *pseudo-reflexum*, *L. clavatum* L. var. *Minarum* und *L. assurgens* Fée var. *Schwackei*.

356. **Christensen, C.** New Ferns from Brazil. (Arb. fra d. Bot. Have i Kobenhavn No. 11. — Bot. Tidsskr. XXV, 77—81.)

In den Sammlungen von Glaziou und H. Mosen aus Südbrasilien fanden sich an neuen Arten und Varietäten *Polypodium (Eupolypodium) Warmingii*, dem *P. albidulum* Bak. nahe stehend, *P. (Goniophlebium) Mosenii*, verwandt mit *P. loriceum* L. und *P. brasiliense* Poir., *P. laevigatum* Cav. var. *crispatum*, *Cyclodium rigidissimum (Aspidium rigidissimum)*, eine Unterart von *C. meniscioides* (Willd.) Pr., *Asplenium serra* Langsd. et Fisch. var. *geraense*, *Pteris quadriaurita* Retz. var. *Christii* (f. *major* Christ), *Lindsaya lancea* (L.) Mett. var. *semilunata*. Als neue Namen werden eingeführt *Polypodium Blanchetii* für *P. exiguum* Fée, wahrscheinlich eine zwergartige Varietät von *P. trichomanoides* Sw., *P. longepilosum* für *P. villosum* Fée, *P. Galatheae* für *Craspedaria crispata* Fée [non *P. crispatum* (J. Sm.) Hk.]. Ausserdem werden erwähnt *Elaphoglossum decoratum* (Kze.) Moore, bisher nicht aus Brasilien bekannt, *Asplenium pedicullariforme* St. Hil. und *Pteris Schwackeana* Christ.

357. **Stuckert, T.** Notas sobre algunos helechos nuevos o criticos para la provincia de Cordoba. (Anal. Mus. Nacion. Buenos Aires III. Ser. T. I, 295—304.)

Der von Hieronymus 1896 gegebenen Aufzählung argentinischer Farne

Digitized by Google

werden noch einige Arten etc. hinzugefügt. Neu ist *Nothochlaena tenera* Gill. var. *major* Christ nov. var. in lit.

858. **Spegazzini, C.** Nova addenda ad Floram Patagonicam III—IV. (Anal. Mus. Nacion. Buenos Aires VII, 201—208.)

14 Pteridophytenarten werden aufgeführt.

859. **Alboff, N.** Essai de flore raisonnée de la Terre de Feu. (Anal. Mus. de La Plata, Secc. Bot. I, 1—85 u. XXIII S. 4°.)

860. **Skottsberg, C.** Några ord om Sydgeorgiens vegetation. (Bot. Not., 216—224 m. 1 Taf.)

Afrika.

861. **Hieronymus** (Ref. 255) gibt ausführliche Diagnosen von *Selaginella Magnusii* Hieron. aus Madagaskar und *S. Preussii* Hieron. aus Kamerun.

862. **Engler, A.** Über die Vegetationsverhältnisse des im Norden des Nyassa-Sees gelegenen Gebirgslandes. (Sitzungsber. Akad. d. Wiss. Berlin, Math.-Naturw. Kl., 215—236.)

863. **Goetze, W.** Vegetationsansichten aus Deutsch-Ostafrika, zusammengestellt und besprochen von A. Engler. 50 S. mit 64 Taf. Leipzig [W. Engelmann].

S. 37 und Taf. 38 wird *Platycerium elephantotis* Schwf. auf Bäumstämmen in Schluchten des Livingstone-Gebirges dargestellt.

VI. Gartenpflanzen.

864. **Anthony, E. C.** A new way to obtain sporelings (Ref. 18).

865. **Sohr, J.** Bequeme Selbstbewässerung. (Erfurter Führer im Gartenbau II, 891 m. Abb.)

Um die Farnaussaaten feucht zu halten, wird durch das Abzugsloch des Topfes ein Schwamm gezogen, auf den oberhalb in dem Topfe Torfmoos und dann die Heideerde geschüttet wird. Der Topf wird über einen Untersatz mit Wasser, auf dem zwei Brettchen liegen, so aufgestellt, dass der Schwamm ständig in das Wasser taucht.

866. **Neubert, W.** Über die Anzucht junger Farne. (Gfl. LI, 299—308 m. 4 Abb.)

867. **Brown, W. N.** Multiplication of ferns. (The Australian Gardener I, No. 6, p. 9.)

868. **Gildemeister, F.** Die Kultur der Gewächshausfarne. (Erfurter Führer im Gartenbau III, 244—245 m. 4 Abb.)

869. **Druery, Ch. T.** The treatment of hardy ferns. (G. Chr. XXXI, 170—171.)

870. **Bailey, L. H. and Miller, W.** The Cyclopedia of American Horticulture, IV, R-Z. p. 1487—2016 m. 740 Fig. u. 19 Taf. New York [Mac Millan Co.].

871. **Wittmack, L.** Die besten Handelsfarne und eine Übersicht sämtlicher Farne nach Christs Farnkräuter der Erde. (Gfl. LI, 227—242, 263—267 m. 26 Fig.)

872. **Druery, Ch. T.** British fern culture. (Fern Bull. X, 107—111.)

873. **Druery, Ch. T.** British and exotic ferns. (G. Chr. XXXII, 218—219, 261—262.)

Digitized by Google

374. **Druery, Ch. T.** New ferns of 1901 (British ferns). (G. Chr. XXXI, 41.)

375. British Pteridological Society. (G. Chr. XXXII, 125.)

376. **Britton, N. L.** The collection of tree-ferns. (Journ. New York Bot. Gard. III, 109—110 m. 1 Taf.)

Aufzählung und kurze Beschreibung der Baumfarne in den Gewächshäusern des Botanischen Gartens zu New York.

377. **Rothe, R.** Pflanzensammlungen in nordamerikanischen Privatgärten. (Gfl. LI, 285—287 m. 2 Abb.)

378. **Büttner, M.** Pflanzen an der Korkwand. (Gartenwelt VII, 109—110 m. 2 Abb.)

379. **Kaiser, P.** *Struthiopteris germanica*, deutscher Straussfarn. (Prakt. Ratgeber im Obst- u. Gartenbau XVII, 268.)

380. **Waters, C. E.** New forms of Boston fern. (American Gardening, April 1902, m. Abb.)

381. **Watkins, W. G.** The Boston fern and its varieties. (Ebenda, Juni 1902.)

382. **Unger, A.** *Davallia bullata*, ein neuer nutzbringender Handelsartikel in Japan. (Möllers Deutsch. Gärtn.-Ztg. XVII, 39—40 m. 2 Abb., 274, 606 m. 2 Abb.)

cf. Bot. J. XXIX, 802, Ref. 387.

383. **Maumené, A.** Sujets japonais en *Davallia bullata*. (Le Jardin XVI, 293—294 m. Abb.)

Aus den Rhizomen von *D. bullata* werden in Japan mit Hilfe von Bambus, Draht und Torfmoos als Kuriositäten verschiedenartige Figuren gefertigt, wie Tempel, Vögel, Affen, Bälle usw., „Shinobu no tamma" genannt. Die bis 1,5 m Länge erreichenden, am Boden hinkriechenden Rhizome werden aus den Waldungen im September und Oktober geholt, da sie zu dieser Zeit blattlos sind.

384. **Augstein, Ch.** *Davallia bullata* Wall. (Möllers Dtsch. Grtn.-Ztg. XVII, 103—104.)

Der Farn wird zur Kultur als Schnittgrünpflanze empfohlen.

385. **Kohlmannslehner, H.** Importation des Ampelfarns *Davallia bullata*. (Ebenda, p. 122—128.)

386. **Stemplinger, J.** *Davallia deflexa*. (Ebenda, p. 258.)

387. **Jacobs, O.** Ein guter Zimmerfarn, *Asplenium bulbiferum*. (Prakt. Ratg. im Obst- u. Gartenbau XVII, 14—15 m. Abb.)

388. **Othmer, B.** Die schönsten Farnpflanzen des Freilandes und der Glashäuser, 1—8. (Gartenwelt V, 29; VI, 457; VII, 123—124 m. Abb.)

Der dritte Aufsatz behandelt *Gymnogramme schizophylla* Bak.

389. **Sandhack, H. A.** *Adiantum farleyense*. (Ebenda VII, 183—184 m. Abb.)

390. **Taplin, W. H.** *Adiantum cuneatum*. (American Gardening, Mai 1902, m. Abb.)

391. **Dänhardt, W.** Ein neuer Farn, *Pteris tricolor*. (Prakt. Ratg. im Obst- u. Gartenb. XVII, 15.)

Der Farn ist ähnlich der *P. argyrea*.

392. **Rükheim, W.** Ein sehr harter Farn für das Zimmer (*Pteris serrulata*). (Erfurter Führer im Gartenbau II, 352 m. Abb.)

393. *Pteris tremula*. (Wiener Ill. Gartenztg., p. 32.)

Digitized by Google

394. **Noyes, E. B.** Growing *Polypodium incanum*. (Meehans Monthly, März 1902.)

395. **Maumené, A.** Semis et elevage du *Platycerium grande*. (Le Jardin XVI, 825—826 m. 2 Abb.)

396. Twee ongewone kamerplanten. (Het Nederl. Tuinbouwblad XVIII, 397 m. Abb.)

Platycerium alcicorne wird als Zimmerpflanze empfohlen.

397. **Engelhardt, R.** Die Lycopodien oder Bärlappgewächse. (Möllers Deutsche Gärtnerztg. XVII, 62.)

398. *Lycopodium pinifolium* Bl. (Ebenda, p. 61—62 m. Abb.)

399. **Goucke, W.** und **Heydt, A.** Selaginellen für Rasenbildung in Wintergärten. (Ebenda, p. 14.)

400. **Hasack, H.** *Selaginella Emmeliana aurea*. (Ebenda, p. 18 m. Abb.)

401. *Selaginella denticulata* winterhart. (The Garden 4. X. 1902. — Het Nederl. Tuinbouwbl. XVIII, 368.)

VII. Bildungsabweichungen. Missbildungen.

402. **Copeland, E. B.** Two fern monstrosities *(Asplenium pinnatifidum* und *Polypodium vulgare* f. *acuminatum)* (Ref. 821).

403. **Maxon, W. R.** A singular form of the Christmas Fern. (Plant World V, 78 m. 1 Taf.)

Abgebildet werden zwei eigenartig ausgebildete Wedel von *Polystichum acrostichoides* (Michx.) Schott, bei denen die unteren sterilen Fiedern sich halbkreisförmig aufwärts gekrümmt und der Länge nach gefaltet haben; sie stehen überdies senkrecht zu den oberen normalen fertilen Fiedern.

404. **Eaton, A. A.** A new form of *Nephrodium Thelypteris*. (Fern Bull. X, 78.)

Eine gegabelte Form wird als f. *Pufferae* beschrieben.

405. **Floyd, F. G.** A cristate form of *Nephrodium marginale* (Ref. 805).

406. **Le Grand, A.** *Scolopendrium officinarum* anormal. (B. S. B. Fr. XLVIII [1901], 420—421 m. Abb.)

407. **Wehrhahn, R.** *Scolopendrium officinarum* var. *daedalcum*. (Gartenwelt, VII, 98 m. Abb.)

408. A handsome hartstongue. (Ga. Chr. XXXI, 5 m. Abb.)

Scolopendrium vulgare var. *Drummondae superba* wird beschrieben.

409. **Druery, Ch. T.** *Pteris aquilina cristata*. (G. Chr. XXXII, 226—228 m. 2 Fig.)

410. **Beyer.** Formen des Blütenstandes von *Lycopodium clavatum*. (Bot. Ver. Brandenburg. — Sitzungsber. in D. B. M. XX, 182 u. Allg. Bot. Ztschr. f. Syst. VIII, 191.)

Die geteilten Ähren sind durch Verwachsung hervorgegangen und daher mit Unrecht als f. *furcatum* Lürss. bezeichnet.

Vgl. auch ferner Ref. 105, 106, 111, 129, 189, 154, 157, 161, 171, 178, 177, 189, 190, 198, 200, 208, 216, 227, 282, 254, 304, 374, 375 etc.

VIII. Krankheiten.

411. **Bos, J. Ritzema.** Beschädigung von *Adiantum* durch Rauch. (Phytopathol. Labor. Willie Commelin Scholten; Verslag over de inlichtingen, gegeven in 1899, p. 5. Amsterdam 1900. — Landbouwkdg. Tijdschr. VIII.)

Digitized by Google

412. **Bos, J. Ritzema.** Beschädigung von Farnen durch *Aphelenchus olesistus* Ritz. Bos. (Ebenda 1900, p. 110—111. — Ldbk. Tijdschr. IX, 110—111.)

413. **Magnus, P.** *Melampsorella Feurichii*, eine neue Uredinee auf *Asplenium septentrionale*. (B. D. B. G. XX, 609—612 m. 1 Taf.)

Ausser dieser neuen Art werden auch die anderen auf Farnen vorkommenden Arten dieser Gattung sowie Uredoformen besprochen.

IX. Medizinisch-pharmazeutische und sonstige Anwendungen.

414. **Meyer, A. und Schumann, K.** Atlas der offizinellen Pflanzen. Darstellung und Beschreibung der im Arzneibuch für das Deutsche Reich erwähnten Gewächse. 2. verb. Aufl. v. Darstellung und Beschreibung sämtlicher in der Pharmacop. boruss. aufgeführten offizinellen Gewächse von O. C. Berg und C. F. Schmidt. Bd. IV. Leipzig [A. Felix].

415. **Wright, J. S.** Some drug adulterants of note. (Proc. Indiana Acad. of Sc. 1901, p. 254. Indianopolis 1902.)

Rhizom und Stipes einer unbestimmten Farnart werden häufig angeboten für die offizinelle Droge von *Dryopteris Filix mas* (L.) Schott und *D. marginalis* (L.) Gray. Das unechte Rhizom ist kleiner, im Bau der richtigen Droge sehr unähnlich und enthält keine brauchbaren Extraktivstoffe; es kann daher als wertlos bezeichnet werden.

416. **Kraft, F.** Untersuchung des *Extractum Filicis*. (Schweiz. Wochenschr. f. Chemie u. Pharm. XL, 822—826.)

417. **Clute, W. N.** Notes from the south III (Ref. 842).

Verwendung von *Nephrodium spinulosum intermedium*.

418. **Mitlacher, W.** Die zur Aufnahme in die 8. Ausgabe der österreichischen Pharmakopoe in Aussicht genommenen Drogen aus der Gruppe der Herbae und Folia. (Pharmac. Post XXXV, 805—808 etc. mit Abb.)

Bemerkungen über Herba Equiseti.

Vgl. ferner über *Equisetum* Ref. 76—80.

419. **Richen, G.** Nachträge zur Flora von Vorarlberg. (Ref. 198.)

Lycopodium clavatum, Gürtelkraut, Siaschopp oder Sijahschopp genannt, wird zum Seihen der Milch verwendet.

Vgl. auch **Miyake** (Ref. 246), Verwendung japanischer Farne, und über japanische Farnbälle und Farnfiguren aus den Rhizomen von *Davallia bullata* Ref. 382—385.

X. Varia.

420. **Wirtgen, F.** Pteridophyta exsiccata. Lfg. VII. Bonn.

Die Sammlung wird nur an Mitarbeiter abgegeben.

421. **Pantu, Z. C.** Vocabular botanic cuprindend numirile scientifice si populare romane ale plantelor II, G-Z. (Bull. de l'Herb. de l'Inst. Bot. Bucarest I, No. 2, p. 104—138.)

Rumänische Volksnamen der Pflanzen in alphabetischer Anordnung der lateinischen Namen G-Z.

Digitized by Google

422. **Britton, E. G.** How the wild flowers are protected. (The Plant World V, 151.)

Eine Reihe von Farnen, denen stark nachgestellt wird, ist erwähnt.

423. **Grout, A. J.** How shall our wild flowers be preserved? (Ebenda, p. 101. — Journ. New York Bot. Garten III, 99—105.)

Lygodium ist der Ausrottung nahe.

424. Nachrufe auf **G. S. Jenman** finden sich im Bull. Bot. Dep. Jamaica IX, 59—60. Ga. Chr. XXXI 284 (von J. H. Hart), und J. of B. XL, 287, auf **Th. Meehan** in Meehans Monthly XII, 18—19 (von S. M. Meehan) und J. of B. XL, 88—41.

425. **Abbildungen**: *Adiantum concinnum* (Ref. 871), *A. elatum* (871), *A. cuneatum* (890), *A. farleyense* (889), *A. fragrantissimum* (871), *A. Gravesii* (871), *A. scutum* (871), *Aspidium Bodinieri* Christ n. sp. (254), *A. falcatum* (871), *Asplenium Bodinieri* Christ n. sp. (254), *A. bulbiferum* (887), *Blechnum brasiliense* (871), *B. eburneum* Christ n. sp. (254), *Davallia bullata* (882, 888), *Dennstaedtia tenera* (871), *Equisetum palustre* (76), *Gleichenia circinata* (871), *Gymnogramme schizophylla* Bak. (888), *G. triangularis* (871), *Lomaria ciliata* (866), *Lycopodium pinifolium* Bl. (898), *Lygodium japonicum* (871), *Marsilea Brownii* A. Br. (267), *M. angustifolia* (267), *M. hirsuta* R. Br. (267), *M. Drummondii* (267), *Nephrolepis cordata* (871), *N. davallioides* (871), *N. exaltata* (866, 871), *Niphobolus angustissimus* Bak. (254), *Platycerium alcicorne* (896), *P. elephantotis* Schwf. (868), *P. grande* (895), *P. stemmaria* (871), *Polypodium cryptum* Underw. et Max. n. sp. (348), *P. drymoglossoides* Bak. (254), *P. hederaceum* Christ n. sp. (254), *P. hirtellum* Bl. (247), *P. phyllomanes* Christ n. sp. (254), *Polystichum Martini* Christ n. sp. (254), *P. nephrolepioides* Christ n. sp. (254), *Pteris aquilina cristata* (409), *P. argyraea* (871), *P. cretica major (nemorosa)* (871), *P. cristata* (871), *P. serrulata* (871, 892), *P. tremula* (871), *P. trifoliata* Christ (254), *P. umbrosa* (871), *P. Victoriae* (871), *P. Wimsetti* (871), *Scolopendrium sibiricum* Hk. (254), *S. vulgare crispum Drummondae superba* (407), *S. v. daedaleum* (407), *Selaginella Emmeliana aurea* (400) sowie ferner in **Thomé** (155), Flora von Deutschland etc. und **Meyer** und **Schumann** (414), Atlas der offizinellen Pflanzen Bd. IV.

Neue Arten von Pteridophyten 1902.

Zusammengestellt von **C. Brick.**

Acrostichum (Stenochlaena) Smithii Racib. 02. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 59. Molukken.

Adiantum refractum Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 224. China.

Alsophila Goyazensis Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 646. Süd-Brasilien.

A. gracilis Underw. et Maxon 02. B. Torr. B. C. XXIX, 577. Kuba.

Ancimia ahenobarba Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 696. Süd-Brasilien.

A. Ouropretana Christ 02. Ebenda p. 693. Süd-Brasilien.

A. Ulei Christ 02. Ebenda p. 694. Süd-Brasilien.

Angiopteris Smithii Racib. 02. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 54. Sunda-Inseln.

Antrophyum petiolatum Baker mss. 02 in Christ, Fil. Bodinierianae, Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 202. China.

Aspidium (Pycnopteris) Bodinieri Christ 02. Ebenda p. 248. China.

A. (Lastrea) flexile Christ 02. Ebenda p. 252. China.

Digitized by Google

Aspidium Glaziovii Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 683. Süd-Brasilien.
A. (Anisocampium) Otarioides Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 247, China.
A. (Lastrea) pandiforme Christ 02. Ebenda p. 255. China.
A. rigidissimum Christensen cf. *Cyclodium rigidissimum*.
A. (Spinulosa) subspinulosum Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 829. Korea.
A. (Lastrea) Wigmanii Racib. 02. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 61. Aroeinsel westl. von Neu-Guinea.
Asplenium Bodinieri Christ 02. Bull. Acad. intern. Geogr. Bot. XI, 242. China.
A. (Phyllitis) glochidiatum Racib. 02. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 62. Borneo.
A. interjectum Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 241. China.
A. Schwackei Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 556. Süd-Brasilien.
A. venustum Underw. et Maxon 02. B. Torr. B. C. XXIX, 581. Kuba.
A. Wrightioides Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 288. China.
Athyrium Coreanum Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 827. Korea.
A. pycnosorum Christ 02. Ebenda p. 827. Korea.
Blechnum eburneum Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 288. China.
B. minutulum Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 552. Süd-Brasilien.
Cyclodium rigidissimum Christensen 02. Bot. Tidsskr. XXV, 79. Süd-Brasilien.
Cystopteris Ulei Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 687. Süd-Brasilien.
Danaea Fendleri Underw. 02. B. Torr. B. C. XXIX, 678. West-Indien.
D. Jamaicensis Underw. 02. Ebenda p. 675. Jamaika.
D. Jenmani Underw. 02. Ebenda p. 677. Jamaika.
D. Mazeana Underw. 02. Ebenda p. 676. Guadeloupe.
D. Wrightii Underw. 02. Ebenda p. 676. Kuba u. Puerto Rico.
Diplazium aemulum Underw. et Maxon 02. B. Torr B. C. XXIX, 588. Kuba.
D. intercalatum Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 558. Süd-Brasilien.
Doryopteris arifolia Christ 02. Ebenda p. 548. Süd-Brasilien.
D. Duclouxii Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 281. China.
D. (Cassebeera) pedatifida Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 546. Süd-Brasilien.
Gleichenia laevissima Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 268. China.
G. lanosa Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 691. Süd-Brasilien.
Gymnogramme Fauriei Christ 02. Ebenda p. 561. Japan.
G. Schwackeana Christ 02. Ebenda p. 365. Süd-Brasilien.
Hymenophyllum elatius Christ 02. Ebenda p. 819. Süd-Brasilien.
H. Silveirae Christ 02. Ebenda p. 820. Süd-Brasilien.
H. vacillans Christ 02. Ebenda p. 822. Süd-Brasilien.
Lycopodium Catharinae Christ 02. Ebenda p. 700. Süd-Brasilien.
L. comans Christ 02. Ebenda p. 708. Süd-Brasilien.
L. longearistatum Christ 02. Ebenda p. 703. Süd-Brasilien.
L. Ouropretanum Christ 02. Ebenda p. 702. Süd-Brasilien.
Marsilia oligospora L. N. Goodding 02. Bot. Gaz. XXXIII, 66. Wyoming.
Nephrodium (Sagenia) Vitis Racib. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 60. Borneo.
Niphobolus acrocarpus Christ et Gsnhgn. 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI. 221. China.
Phegopteris Ulei Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 684. Süd-Brasilien.
Platycerium Wandae Racib. 02. Anz. Akad. d. Wiss. Krakau, Math.-Naturw. Kl., p. 58. Neu-Guinea.

Digitized by Google

Polybotrya Nieuwenhuisenii Racib. 02. Ebenda p. 57. Borneo.
Polypodium (Eupolypodium) Alfari J. D. Smith 02. Bot. Gaz. XXXIII, 262 Costarica.
P. Blanchetii Christensen nom. nov. 02. (= *P. exiguum* Fée). Bot. Tidsskr. XXV, 78. Süd-Brasilien.
P. (Goniophlebium) Bodinieri Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 208. China.
P. cryptum Underw. et Maxon 02. B. Torr. B. C. XXIX, 579. Kuba.
P. filipes Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 870. Süd-Brasilien.
P. Galatheae Christensen nom. nov. 02. (= *Craspedaria crispata* Fée). Bot. Tidsskr. XXV, 79. Süd-Brasilien.
P. (Pleopeltis) hederaceum Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 215. China.
P. herbaceum Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 875. Süd-Brasilien.
P. longepilosum Christensen nom. nov. 02. (= *P. villosum* Fée). Bot. Tidsskr. XXV, 78. Süd-Brasilien.
P. (Goniophlebium) Mosenii Christensen 02. Ebenda p. 78. Süd-Brasilien.
P. (Pleopeltis) phyllomanes Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 210. China.
P. (Pl.) podobasis Christ 02. Ebenda p. 214—215. China.
P. Restingae Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 874. Süd-Brasilien.
P. Schwackei Christ 02. Ebenda p. 870. Süd-Brasilien.
P. vexillare Christ 02. Ebenda p. 878. Süd-Brasilien.
P. (Eupolypodium) Warmingii Christensen 02. Bot. Tidsskr. XXV, 77. Süd-Brasilien.
Polystichum (Auriculata) acutidens Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 259. China.
P. aquifolium Underw. et Maxon nom. nov. 02. (= *P. ilicifolium* Fée). B. Torr. B. C. XXIX, 584. Kuba.
P. (Auriculata) diplazioides Christ 02. Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 260. China.
P. (Foeniculacea) Martini Christ 02. Ebenda p. 268. China.
P. (Auriculata) nephrolepioides Christ 02. Ebenda p. 258. China.
P. (Incisa) praelongum Christ 02. Ebenda p. 260. China.
Pteris Schwackeana Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 551. Süd-Brasilien.
P. undulata Christ 02. Ebenda p. 550. Süd-Brasilien.
Selaginella acanthonota Underw. 02. Torreya II, 170. Nord-Carolina.
S. Bernoullii Hieron. 02. Hedw. XLI, 192. Guatemala.
S. Bodinieri Hieron. 02 in Christ, Fil. Bodin., Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 278. China.
S. Christii Hieron. 02. Hedw. XLI, 176. Samoa.
S. estrellensis Hieron. 02. Ebenda p. 200. Costarica.
S. Hoffmanni Hieron. 02. Ebenda p. 184. Mittel-Amerika.
S. Labordei Hieron. 02 in Christ, Fil. Bodin., Bull. Acad. intern. Géogr. Bot. XI, 272. China.
S. orizabensis Hieron. 02. Hedw. XLI, 198. Mexiko.
S. Sherwoodii Underw. 02. Torreya II, 172. Nord-Carolina.
Trichomanes formosanum Yabe 02. Bot. Mag. Tokyo XVI, (46). Koto, Japan.
T. Ulei Christ 02. Bull. Herb. Boiss. II, 826. Süd-Brasilien.
T. yandinense Bailey 02. Queensland Flora VI. Queensland.

Digitized by Google

XIX. Palaeontologie.

(Arbeiten von 1902 und Nachträge.)

Von **H. Potonié.**

Bei der Herstellung des vorliegenden Berichts bin ich unterstützt worden von den Herren Dr. Edwin Bayer, Oberlehrer Franz Fischer, Dr. Walter Gothan, Oskar Hörich, Dr. Solla, Dr. W. Wolff u. a. Die Bacillariaceen werden von Herrn Prof. Pfitzer in dem Referat über dieselben besprochen, sind also hier weggelassen; ganz scharf lässt sich freilich eine Trennung nicht durchführen.

Die Literatur über die Palaeobotanik, die in allen möglichen Zeitschriften erscheint, zusammenzubringen, ist ganz besonders, zuweilen unüberwindlich schwierig, so musste ich denn leider vielfach bereits vorhandene Referate zugrunde legen und zwar bedeutet:

†, dass die betreffenden Publikationen bisher den Referenten nicht vorgelegen haben; in diesem Falle wurden Referate benutzt, insbesondere aus dem Bot. Centralblatt (B. C.), dem Geologischen Centralblatt (G. C.) und aus der von R. Zeiller in seiner Übersicht „Revue des travaux de paléontologie végétale, publiées dans le cours des années 1897—1900", Paris, 1908 (abgekürzt: Zeiller, R. p. . . .).

* bedeutet, dass die so bezeichneten Publikationen in den vorhergehenden Jahrgängen des Bot. J. unreferiert geblieben sind.

H. Potonié.

*†1. **Almera, J.** Catalogo de la flora pliocena de los aredodores de Barcelona. (Bot. Com. d. Mapa geol. de España, XXII, p. 145—171, 1897. Compte rendu des excursions. Bull. soc. géol. Fr., XXVI, p. 742—768, 1899.)

Macht die Mittelpliozän-Flora der Umgebung von Barcelona bekannt, die heutige Arten enthält wie *Populus tremula* und *alba*, *Fagus silvatica*, *Quercus ilex*, *Laurus nobilis*, *Nerium oleander*, aber daneben besonders miozäne Arten, woraus hervorgeht, dass N.-W.-Spanien seit der Miozänzeit nur eine geringe klimatische Änderung erlebt hat. (Nach Zeiller, R. p. 74.)

*†2. **Andrews, A. J.** Discovery of fossils at Witkopje Pan. (Trans. Geol. Soc. S. Africa, III, p. 146, 1898.)

3. **Arber, E. A. N.** On the distribution of the *Glossopteris* Flora. (Geol. Mag., Decade IV, vol. IX, No. 458, London, August 1902, p. 346—349.)

Gibt eine Übersicht über unsere Kenntnisse hinsichtlich der Zusammensetzung und des Vorkommens der Glossopteris-Flora. Man fasst jetzt die permo-karbon. Schichten der südlichen Hemisphäre als Gondwanaland zusammen. Es sind besonders die Typen hervorzuheben: *Phyllotheca*, *Schizoneura* (die auch in Süd-Afrika vorhanden zu sein scheint), *Glossopteris*, *Gangamopteris* und *Noeggerathiopsis*.

4. **Arber, E. A. Newell.** On the Clarke Collection of Fossil Plants from New South Wales. (Quarterly Journal of the Geological Society London for February 1902, 26 Seiten, 1 Textfig. u. 1 Tafel.)

Verf. hat eine schon von Mc Coy 1847 beschriebene Sammlung des

Digitized by Google

Woodwardian Museum (Cambridge) revidiert. Neu für Australien (Newcastle Series) werden angegeben: *Noeggerathiopsis Goepperti* (Schm.) und *Sphenopteris polymorpha* Feist. *Otopteris ovata* Mc Coy von Arowa ist *Aneimites ovata* (Mc Coy) und verschieden von *Rhacopteris inaequilatera*, mit der Feistmantel die Art identifizierte. Die Mc Coyschen Arten *Odontopteris microphylla*, *Sphenopteris plumosa*, *Glossopteris linearis*, *Phyllotheca ramosa* und *Ph. Hookeri* sind = *Thinnfeldia odontopteroides* (Movis). *Sphenopteris germana* Mc Coy, *Glossopteris Browniana* Brongn. und *Phyllotheca australis* Brongn. Die Flora verteilt sich wie folgt:

Wianamatha Series (= Rhät)	mit *Thinnf. odont.*, *Pecopteris (?) tenuifolia*, *Phyllotheca aust.*, *Baiera multifida*.
Newcastle Series (= Perm)	mit *Glossopteris*, *Sphenopteris*-Arten, *Gangamopteris*, *Phyllotheca*, *Noeggerathiopsis* und *Cardiocarpus*.
Arowa (= Karbon)	*Aneimites ovata* und *Phyllotheca*.

Arber s. Kurtz.

*6. **Arcangeli, G.** Contribuzione allo studio dei vegetali permo-carboniferi della Sardegne. (Palaeontographia Italica Memorie di paleontologia, vol. VII, p. 91—120 [1—30], tav. XV [I], Pisa, 1901.)

Von neuen Namen treten in der Abteilung auf: *Sphaerites craterigenus*, *Neuropteris Meneghiniana* und *De-Stefeniana* (die angegebene *Pecopteris pennaeformis* [nach meiner Flora des Rotl. von Thüringen 1898 bestimmt] kommt nicht im Rotliegenden vor, sondern im unteren Teil des mittleren prod. Karbons; meine Reste hatte ich unrichtig bestimmt: es handelte sich um *Pec. Candolleana)*, *Schizopteris subdichotoma*, *Brukmannia subcalathifera*, *Sigillariophyllum Meneghinii*, *senense* und *Canavarii*, *Cardiocarpus Sardous*.

*†7. **Arche negg, A. Noé, v.** *Ceratophyllum tertiarium* Ett. (Mitt. naturw. Ver. f. Steiermark, XXXIII, p. 8—7, 1 pl., 1897.)

Querschnitte von *C. t.* Ett. aus dem Miozän von Leoben geben vollständige Übereinstimmung im Bau mit *Ceratophyllum demersum*. (Nach Zeiller, R. p. 77.)

Bartholin s. Rordam.

†8. **Benson, Margaret.** A new Lycopodiaceous seed-like organ. (The New Phytologist, vol. 1, p. 58, 59, Fig. 8, London, März 1902.)

Vorläufige Notiz über eine neue Sporangienart der lower coal-measures von Lancashire. Es handelt sich um ein Megasporangium, das wie *Lepidocarpon* integumentiert ist und nur ein Megaspore enthält. Das Mikrosporangium zeigt kein Integument. Wahrscheinlich gehören diese Fortpflanzungsorgane zu *Miadesmia membranacea* Bertrand. (Nach Scott, Bot. C., 1902, p. 254.) — Siehe folgendes Referat.

†9. **Benson, Margaret.** The seed-like fructification of *Miadesmia membranacea* Bertrand. (British association advancement science, 1902.)

Die Laubblätter besitzen eine Ligula in einer longitudinalen Grube. Auf den Sporophyllen sind die Sporangien dem proximalen Ende der Grube eingefügt; sie sind gross und gestielt. In den Makrosporophyllen schliesst sich die Grube über dem Sporangium und bildet so ein Velum. Die Makrosporen-

Digitized by Google

wandung besteht aus mehreren Lagen isodiametrischer Zellen; sie umschliesst nur eine dünnwandige Makrospore. Das Mikrosporangium hat kein Velum und die Wandung desselben besteht aus einer Lage Palisadengewebe. (Nature, London 6. XI. 1902, p. 19.)

†10. **Benson, Margaret.** The fructification of *Lyginodendron Oldhamium*. (Annals of Botany, vol. XVI, 1902, p. 575—576 u. Fig. 81.)

Beschreibt längliche Sporangien von ca. 4 mm Länge und 1 mm Dicke, die zu acht gruppiert Wände besitzen, deren nach aussen (exponiert) gelegene Teile dicker sind als die nach innen von der Gruppe hin gewendeten. Es handelt sich also um *Calymmatotheca*. Die Zugehörigkeit zu *Lyginopteris* (wie es richtiger heisst — P.) wird von Verf. begründet. (Nach D. H. Scott in B. C. v. 8. III. 1908, p. 191.)

11. **Berry, Edward W.** Additional notes on *Liriodendron* leaves. (Torreya, vol. 2, No. 8, March, 1902, p. 33—37 u. Taf. 1 u. 2.)

Bildet Blattformen von *Liriodendron tulipifera* ab und macht darauf aufmerksam, dass manche derselben sehr an gewisse tertiäre unter verschiedenen Namen (z. B. als *Cissites acuminosus, obtusilobus, Liriod. giganteum, Meekii, Phyllites obcordatus*) beschriebene Blätter erinnern oder ihnen gleichen.

12. **Berry, Edward W.** *Liriodendron Celakovskii* Velen. (Bull. Torrey Botanical Club, vol. XXIX, 29. July 1902, p. 478—480.)

Bespricht ein Blatt aus der Kreide von Kuchelbad in Böhmen, den Velenovsky als *Liriodendron Celakovskii* beschrieben hat, der aber nach Verf. wohl besser zu *Cissites* gestellt wird.

18. **Berry, Edward W.** Notes on the phylogeny of *Liriodendron*. (Botanical Gazette, vol. XXXIV, Chicago, July 1902, p. 44—68 u. 8 Figuren.)

Verf. sieht die bisher beschriebenen fossilen, seit der Kreide bekannten Arten von *Liriodendron* als zu Recht bestehend an, u. a. weil die Mehrzahl der als abnorm vorkommenden Blätter von *Liriod. tulipifera* junge Blätter sind, die sich nicht leicht lösen und fossil erhalten, weil junge Organe heutiger Pflanzen fertig entwickelten der Vorfahren ähnlich sind etc. Die ältesten Liriodendren besassen *Cotyledon-* oder *Magnolia*-ähnliche Blätter, allmählich trat kompliziertere Gliederung ein.

14. **Berry, Edward W.** Notes on *Sassafras*. (Botanical Gazette, vol. XXXIV, December 1902, Chicago, p. 426—450, Fig. 1—4 u. Taf. XVIII.)

Aus Amerika sind 28 fossile *Sassafras*-Arten beschrieben worden. Es sind bei dieser Gattung zu belassen *S. bilobatum, Mudgei, progenitor, subintegrifolium, platanoides* und *cretaceum*, zu *Aralia* gehört vielleicht *S. acutilobum*, zu *Cissites: S. harkerianum, obtusum* und *cretaceum obtusum*, zu *Platanus* oder *Protoplatanus: S. dissectum, diss. symmetricum, mirabile, papillosum, cretac. dentatum* und *grossedentatum, S. recurvatum*. Zweifelhaft sind *S. parvifolium, cretaceum, heterolobum, Selwynii, Burpeana, Leconteanum, primordiale* und *hastatum*.

†15. **Berthommieu.** Flore carbonifère et permienne. (Rev. scient. Bourbonnais, 1902, p. 125—189.)

*†16. **Bertrand, C. E.** Description d'un échantillon de charbon papyracé ou Papierkohle trouvé à Prisches en 1859. (Ann. Soc. Géol. du Nord, XXVIII, p. 171—247, 1899.)

Die Kohle soll im wesentlichen aus Resten von Moosen, insbesondere Sphagnen gebildet sein. (Nach Zeiller, Ref. p. 22.)

*†17. **Bertrand, C. E.** On the structure of the stem of a ribbed *Sigillaria*. (Ann. of Bot., XIII, p. 607—609, 1899.)

Digitized by Google

Der Rest stammt aus dem mittleren prod. Karbon des Boulonnais und gehört wahrscheinlich zu *Sig. elongata* Die anatomische Struktur ähnelt ausserordentlich derjenigen der leiodermen Sigillarien von Autun und St. Etienne, von denen der beschriebene Rest fast nur durch den kontinuierlichen Primärholzring abweicht und durch das Fehlen von zentrifugalem Sekundärholz in den Blattspuren. Der primäre, von einem schwachen sekundären Holzkörper umgebene Holzring bietet an seiner Peripherie regelmässige Stellen („pointements réguliers"), die den Furchen entsprechen, die mit den Rippen der Stammaussenfläche abwechseln. Diese Stellen sind aus sehr feinen Holzelementen gebildet. Aus dem Grunde der Winkel zwischen diesen Stellen gehen die Blattspuren ab. (Nach Zeiller, R. p. 48.) Vgl. auch B. J. f. 1899/1900, p. 187, No. 11.

*†18. **Bertrand, C. E.** Remarques sur la structure des grains de pollen de *Cordaites*. (Ass. franc. av. d. sci. 27e sess., Nantes, II, p. 436—441, 1899.)

Die studierten Pollenkörner stammen aus den Kieselknollen des Perms des Dép. de l'Allier. Die Intine ist stark gefaltet, wodurch der Eindruck erweckt wird, als handele es sich um ein das Korn erfüllendes Gewebe; Verf. schliesst, dass — wenigstens für diese Pollenkörner von Buxières — der Zellraum zur Zeit des Stäubens nicht durch Septa geteilt war. (Nach Zeiller, R. p. 50.)

Blackman s. Murray.

*†19. **Bleicher.** Contribution à l'étude lithologique, microscopique et chimique des roches sédimentaires, secondaires et tertiaires du Portugal. (Comm. da direc. dos trabalh. geol., III, p. 251—259, pl. I—VII, 1898.)

Algen, die B. in gewissen Süsswasserkalken des Miozän beobachtet hat, ergaben sich als Nostacaceen, die Bomel und Guignard als sehr nahe verwandt mit *Rivularia* erkannten. (Nach Zeiller, R. p. 12.)

†20. **Bodenbender, Guillermo.** El Carbon Rhético de las Higueras en la provincia de Mendoza. (Bolletin de la Acad. Nacion. de Cienc. en Cordoba. Tom. XVII, 1902, entrega 1a.)

Boettger s. Kinkelin.

21. **Bommer, Ch.** Les bois fossiles du Bruxellien d'Ottignies. (Bull. Soc. Belge. Géol. Pal. Hydrol., T. 16, p. 6—7, 1902, Bruxelles, 1902—1903.)

Es handelt sich um ober-eozäne Hölzer, von denen B. eins als *Pityoxylon*, die anderen (dikotylen) als mit *Swietenia Mahagoni* verwandt bezeichnet. In einem Stück wurde ein Pilz der Gruppe der Sphaeropsideen gefunden.

W. G.

22. **Bommer, Ch.** Le genre *Lepidocarpon* Scott. (Bull. Soc. Belge de Pal. et Hydrol., T. XVI, 1902, Bruxelles, 1902/1903, p. 132—137, 6 Figuren.)

Lepidocarpon, ein von Scott (s. dies. Jahresber., 1901, No. 176b, p. 461) beschriebener Fruchtzapfen, der nach dem anatomischen Bau seiner Achse unstreitig zu den *Lepidodendraceae* gehört, enthält Sporophylle mit je einem Mikro- oder Makrosporangium; jedes wird von dem umgebogenen Rand des zugehörigen Sporophylles umhüllt. Bei der Reife fielen die Sporophylle mit den Sporangien von der Zapfenachse ab. Jedes Makrosporangium enthielt 4 Makrosporen, von denen aber nur eine zur Entwickelung gelangte.

Dieser verschiedenen Eigentümlichkeiten wegen (Umhüllung der Sporangien, Abfallen des ganzen Makrosporangiums, Entwickelung nur einer Makrospore) sieht Scott diese Organe als ein Analogon zu dem Samen der höheren Pflanzen an. Dem gegenüber bemerkt nun Verfasser, dass die Sporangienumhüllung nicht, wie Scott meint, dem Integument des Samens, sondern den

Digitized by Google

Blättern, die den Fruchtknoten bei den höheren Pflanzen bilden, entspricht, zumal da diese Umhüllung sich nicht nur an den Makrosporangien, sondern auch an den Mikrosporangien findet. Oscar Hörich.

*†28. **Bonarelli, G.** I fossili senoniani dell' Apennino centrale che si conservario a Perugia nella collezione Bellucci. (Atti R. Accad. sc. Torino, XXIV, p. 1020—1027, 1 pl., 1899.)

Im Senon des Apennin gibt B. Stengelreste an, die er zu *Calamitopsis* v. d. Marck bringt. (Nach Zeiller, R. p. 66.)

Bornet s. Bleicher.

†24. **Bougon.** La tourbe. (Le Naturaliste, XXIV, No. 356, 1902, p. 6—7.)

*†25. **Boulay.** Fl. foss. d. Gergovie. (1899 vgl. B. J. für 1899 u. 1900, p. 189, No. 19.)

B. gibt 68 Arten an, unter denen 6 neue, wovon eine Myrsinee (*Maesa*). Die Schichten gehören zum Untermiozän, die Pflanzen sind meist oligozäne Typen, meist aquitanische, teils tongrische, während die Miozänarten zurücktreten, woraus zu schliessen ist, dass die klimatischen Bedingungen in der Auvergne ungefähr zur Miozänzeit dieselben geblieben sind, wie zur Oligozänzeit. (Nach Zeiller, R. p. 73.)

26. **Brenner, Wilhelm.** Zur Entwickelungsgeschichte der Gattung *Quercus*. (Flora od. Allg. bot. Ztg., 1902, III. Heft, 90. Bd., p. 466—470.)

B. hat in einer früheren Arbeit gezeigt, dass unter dem Einflusse des Klimawechsels zunächst die Blattsubstanz, dann die Form (der Verlauf des Blattrandes, nämlich ob dieser mehr oder weniger gebuchtet) und in letzter Linie auch die Aderung verändert werden können. Es ist deshalb recht misslich, weit entlegene Vorfahren (Fossilien), von denen nur Laubblattreste vorliegen, als solche zu bestimmen. Die tieflappigen Blätter sind also besonders unbeständig und können erst vor relativ kurzer Zeit entstanden sein, worauf die Fossilien hinweisen, da solche Formen in älteren Schichten unbekannt sind. Es ist deshalb auch unrichtig, „die formenähnlichsten Blätter der Vorzeit von vornherein als Stammformen jetzt lebender Arten anzusehen." Das sicherste Kriterium für die Verwandtschaft liefert die Art des Ansatzes der sekundären Adern an die Hauptader. — Das wird an *Quercus* demonstriert.

27. **van den Broeck, M. E.** A propos des fragments de bois silicifiées trouvés dans les sables de Rocourt. (Note préliminaire.) (Bull. Soc. Belge Pal. Hydr., T. XVI, 1902, p. 140—142, Bruxelles, 1902/1903.)

Behandelt nur stratigraphische Fragen. Die sables de Rocourt sind nach B. tongrischen (mitteloligozänen) Alters, nicht eozänen (Landenien), wie andere wollen. W. G.

28. **van den Broeck.** Intéressantes découvertes pour la flore du gisement de Bernissart. (Bull. Soc. Belge Géol. Pal. Hydrol., T. 15, Proc.-Verb. p. 624 bis 627, 1902.)

In den Horizonten von Bernissart (Wealden), aus denen Seward unlängst die Farne beschrieben hat, finden sich nach Bommer auch Coniferen und Cycadeen, letztere mit den Benettiteen verwandt; unter den Coniferen finden sich *Abies*- und *Pinus*-Zapfen. W. G.

Buchwald J. s. Wittmack.

*†29. **Bureau, Ed.** in L. Bureau: Notice sur la géologie de la Loire-Inférieure. (Nantes et la Loire-Inférieure, III, p. 99—55?, 1900.)

Gibt eine Artenliste aus dem oberen Kulm der Basse-Loire, wobei er

Digitized by Google

Diagnosen für neue Formen gibt von den Gattungen *Sphenopteris* (*Hymenophyllum?*), *Caulopteris*, *Sphenophyllum* und *Bornia*. (Nach Zeiller, R. p. 27.)

*80. **Burgerstein, Alfred.** Mikroskopische Untersuchungen prähistorischer Hölzer des k. k. naturhistorischen Hofmuseums in Wien. (Annalen des k. k. nat. Hofm., XVI. Bd., 1901, Wien., 1901, p. 170—177.)

Es handelt sich um Hölzer prähistorischer Bauten (Balken und Werkzeugstiele) und Grubenzimmerungen; ein keltischer Holzbau in der Nähe von Hallstatt, dgl. im Salzberg von Hallstatt, eine prähistorische Ansiedlung am Salzberg und ein alter Bergbau (an demselben Ort) wurden auf die botanische Herkunft der verwandten Hölzer untersucht. Es fanden sich Hölzer von *Abies*, *Picea*, *Larix*, *Taxus* und *Pinus Cembra*, von Dikotylen: *Fagus*, *Quercus*, *Alnus* und *Fraxinus*. Seite 172 wird eine anatomische Bestimmungstabelle für *Taxus baccata*, *Abies pectinata*, *Juniperus communis*, *Picea excelsa*, *Larix decidua*, *Pinus silvestris*, *P. Laricio* und *P. Cembra* gegeben (die indes mehrere Unrichtigkeiten enthält, namentlich betr. *Picea* und *Larix*). W. G.

Campbell s. David White.

81. **Caraven-Cachen, A.** Paléobotanique: Flore fossile des terrains houillers du Tarn. (Revue du Tarn, 8°, 84 pp., 1902.)

Der Autor zählt 69 „Arten" von Carmaux, Réalmont und Graissessae auf. Die meisten derselben sind die üblichen des oberen produktiven Karbons (Stéphanien mit einigen Formen des mittleren produktiven Karbons (Westphalien.) (Nach Zeiller im Bot. Centralbl., No. 80, 1902.)

*†82. **Cayeux, L.** Contribution à l'étude micrographique des terrains sédimentaires. (Mém. Soc. Géol. du Nord, IV. Mém. II, 591 p., 10 pl., 1897.)

Gibt aus dem Pariser Becken marine Bacillariaceen an, einerseits aus verschiedenen Horizonten der Kreide, andererseits aus dem Eozän. (Nach Zeiller R. p. 15.)

Cornaille s. Bertrand.

83. **Corti, B.** Ricerche micropaleontologiche sul materiale estratte dal pozzo di Bagnacavallo. (Rend. Milano, vol. XXXVI, p. 440—445.)

Bei Durchbohrung eines Brunnens bis auf 120 m Tiefe stiess man auf eine pliozäne Meeresbuchtbildung, über welcher süsse Gewässer ihre Ablagerungen gewälzt hatten, namentlich zwischen 45 und 47 m Tiefe von der Oberfläche. Darüber waren keine organischen Reste zu finden. In dem Süsswasserschlamm zeigten sich in schlecht erhaltenem Zustande Diatomeenreste, und zwar bei 45 m (in einem Torflehm): *Fragilaria mutabilis* Grun., *F. rotundata* Ehr., *Melosira sp.*, *Navicula oculata* Breb., *Nitzschia linearis* Ag., *Pinnularia lata* Sm., *Synedra ulna* Ehrh. In der Tiefe von 47 m (blauer Ton mit Kieselkalk) überdies: *Gomphonema vulgare* Ktz., *Grunovia Tabellaria* Rab., *Melosira distans* Ehr., *Navicula radiosa* Ktz., *Synedra tenuis* Ktz., *Stauroneis gracilis* Sm. Solla.

84. **Coupin, Henri.** Les Damars. Résines fossiles. (La Nature Ann., 30, Sem. 2, 1902, p. 278—279.)

Coy s. Mc Coy.

†85. **Deane, H.** Notes on fossile leaves from the tertiary deposits of Wingello and Bungonia. (Rec. Geol. Surv. N. S. Wales, VII, Pt. 2, p. 59—65, Pl. 15—17 [June 1902].)

Gibt einige Blätter von Wingello an, von denen einige identisch mit solchen sind, die v. Ettingshausen in seinen Beiträgen zur Tertiär-Flora Australiens beschrieben hat. Die Theorie des letzteren über die kosmopolitische

Digitized by Google

Tertiärflora kann D. nicht stützen. Ett.s *Quercus Dampieri* scheint identisch mit der lebenden Sapindacee *Nephelium leiocarpum*.

Als neu beschreibt D. *Fagus Pittmani*, *Psychotriphyllum attenuatum*, *Nephelites equidentata*, *N. ovata*, *Argophyllites levis*, *Corchosites crenulata*, *Cedrelophyllum antiqua*, *Alnites latifolia*, *Litsaeophyllum wingellense*. — Von Bungonia beschreibt D. 8 neue Arten: *Nephelites denticulata*, *Persoonia propinqua* und *Drimys levifolia*. (Nach Asher im Bot. Centralbl. v. 12. V. 1908, p. 447.)

*†86. **Delheid, E.** Nouvelles additions à la flore et à la faune du Rupélien supérieur. (Ann. Soc. R. malacol. Belg., XXXI, Bull., p. XX—XXIV, av. fig. 1899.)

Im Rupélien Belgiens (Oligozän) kommen Früchte ungewisser Zugehörigkeit und Rhizome, die an *Caulinites* erinnern, vor. (Nach Zeiller, R., p. 72.)

87. **Douglas, Earl.** A cretaceous and lower tertiary section in South Central Montana. (Proceed. Americ. Phil. Soc., vol. XLI, Philadelphia, 1902. No. 170, p. 207—224, mit Tafel.)

Verf. gibt in dieser Arbeit auch (Seite 217/218) eine Liste von Knowlton bestimmter Tertiärpflanzen ohne nähere Angaben aus der Fort-Union-Formation.

W. G.

88. **Dreger, J.** Die geologische Aufnahme der NW.-Sektion des Kartenblattes Marburg und die Schichten von Eibiswald in Steiermark. (Verhandlungen der K. K. geologischen Reichsanstalt. Wien, Sitzung vom 18. Februar 1902, p. 85—104.)

Führt in einer Liste die bisher aus den Eibiswalder Schichten (Miozän) in der Literatur angegebenen Pflanzenreste an.

89. **Dron, Robert W.** The Coalfields of Scotland. VI and 868 pp., Blackie & Son., Ltd., London, 1902. — 15 s.

Rein technisch-statistisch-nationalökonomisch. W. G.

*40. **Eastwood, A.** On heteromorphic organs of *Sequoia sempervirens* Endl. (Proceed. of the California Acad. of Sciences, II. ser., vol. 5, Part I, p. 169 bis 176, t. XV—XVIII, San Francisco, 1895.)

Sequoia sempervirens (nicht *gigantea!*) zeigt an alten, hohen Exemplaren eine auffallende Tendenz zur Heterophyllie, derart, dass am Ende der Zweige an der Spitze des Baums kurze Blätter (ähnlich denen von *S. gigantea*) auftreten, wie das auch an fossilen Spezies (*S. biformis* Lesqu., *Langsdorfii* Heer, *Reichenbachi* Heer) zu beobachten ist. Verf. hält dies für eine Ökonomie der Natur, indem die oberen Blätter auch ohne grosse Laubflächen genug Licht erhalten, die unteren, mehr im Schatten liegenden, jedoch vorteilhaft eine grössere Assimilationsfläche entwickeln. Besonders die zapfentragenden Zweige sind gern kurzblätterig, was ebenfalls für die von E. ausgesprochene Ansicht einer Materialersparnis sprechen würde. W. G.

41. **Elbert, Joh.** Das untere Angoumien in den Osningbergketten des Teutoburger Waldes. (Verhandl. d. naturh. Vereins der preuss. Rheinl., Westfalens, etc., 58. Jahrg. 1901. Bonn, 1902, p. 77—167, T. I—V.)

Beschäftigt sich auf Seite 121—128, T. V, F. 1—7 mit *Daemonhelix* (der Steinschraube) aus dem Breviporus-Kalkmergel von Lengerich. E. hält das Objekt „wegen der Regelmässigkeit der Windungen, sowie der Zahl der Stücke, die alle denselben Habitus zeigen", für Fossilien. Die Steinschrauben sitzen senkrecht in den Mergelbänken. Die Windungen werden oberflächlich von einer dünnen, wenig plastischen Tonschicht umgeben, so dass sich die Schrauben leichter loslösen. Die von Cafici 1880 beschriebenen kleineren Gebilde (Fisch-

Digitized by Google

Koprolithen?) aus den Kieselknollenkalken von Licodia Eubea auf Sizilien sind vielleicht ähnliche Gebilde, die in diesem Fall segmentiert und mit kugeligem Kopf versehen sind. Als Analogen zu *Daemonhelix* liesse sich *Balanoglossus* anführen. Seine Nahrung ist der dunkele Meeresschlamm, den er als hellfarbige Fäzes im hinteren Teile seiner Röhre zurücklässt. Das Gestein von *D.* ist hell, ja fast weiss, während der umgebende Kalkmergel bituminös und dunkel gefärbt ist. Verfasser möchte also am ehesten an die Wurmnatur des Fossils denken. Die *Daemonhelix*-Reste aus Nebraska sind etwas anderes. Seine Reste nennt E. *D. cretacea*.

42. **Engelhardt, H.** Verzeichnis der im Jahre 1901 in Bosnien und Herzegowina aufgefundenen Tertiärpflanzen. (Verhandl. der K. K. geologischen Reichsanstalt, Wien, 18. März 1902, p. 142—148.)

Ist eine Fortsetzung der Liste in No. 7 der Verhandlungen 1900 (vgl. B. J. für 1900 Paläontologie, p. 192, No. 87). Die Reste werden nur namentlich aufgeführt.

43. **Engelhardt, H.** Tertiärpflanzen von Stranitzen, Schega und Radeldorf in Steiermark. (Beiträge zur Paläontologie und Geologie Österreich-Ungarns und des Orients, Bd. XIV, Heft III und IV, Wien und Leipzig, 1902, p. 168—184, Taf. XIII [I]—XVI [IV].)

E. sieht die Flora der Sotzka-Schichten — hierhin gehören die an den im Titel genannten Orten gefundenen Reste — als zurzeit zwischen dem Aquitanien und Tongrien gehörig an. Neue Namen („Arten") sind in der vorliegenden Arbeit: *Polypodium Redlichi*, *Poacites lepidoides*, *Elaeodendron Ungeri*.

*†44. **Etheridge, R. jun.** On two additional perforating bodies, believed to the thallophytic Cryptogams, from the lower palaeozoic rocks of N. S. Wales. (Rec. Austral. Mus., III, p. 121—127, pl. XXIII, 1900.)

Im Innern devonischer Polypen hat E. dichotom verzweigte Fäden gefunden, die er für Nostocaceen oder sehr Verwandtes hält. Sie bestehen aus rosenkranzförmig aneinandergereihte Zellen, unter denen in unregelmässigen Intervallen grössere Zellen vorhanden sind, die man als Heterocysten ansehen könnte. Er nennt das Gebilde *Palaeopale*. Andere Polypen sind ebenfalls perforiert durch gewundene Gänge, die E. mit Saprolegniaceen vergleicht: er bringt sie zu seiner früheren Gattung *Palaeachlya*. (Nach Zeiller, Revue 1897—1900 [erschien 1908], p. 12.)

*†45. **Etheridge, R. jun.** Notes on fossil plants from the Saint Lucia Bay Coalfield, Enseleni River, Zululand. (First report of the Geological survey of Natal and Zululand by W. Anderson, 1901, p. 69—76, Pl. XIII.)

Verf. gibt an: *Glossopteris* mehrere Arten und *Angiopteridium spathulatum*; eine neue *Phyllotheca* nennt er *P. Zeilleri*. (Nach Arber in B. C., XCII 1908, p. 447.)

46. **Etheridge, R. jun.** More complete evidence of *Thinnfeldia odontopteroides* Morris, in the Leigh Creek Coal Measures. (Contributions to the Palaeontology of South Australia, 1902, No. 12, p. 2, plate I.)

Die Reste der genannten Art sind die hinsichtlich der Aderung besten, die bisher aus Australien bekannt sind. Verf. legt dar, dass 8, wenn nicht mehr, Aderungsausbildungen bei den als *Thinnfeldia* beschriebenen Resten vorkommen und dass diese Ausbildung zwischen der der Genera *Thinnfeldia*, *Odontopteris* und *Lescuropteris* zu schwanken scheint. (Nach Arber, B. C. v. 22. 9. 1908, p. 285.)

Digitized by Google

47. **Fischer, Franz.** Über *Aspidiaria*. (Zeitschrift der Deutschen Geolog. Ges., Berlin, 1902. Protokoll, p. 113—115.)

Neu ist die Erkennung des von Nau 1821 abgebildeten, von Martius als *„Filicites trilobatus"* bezeichneten Fossils, das sich als eine eigentümliche *Aspidiaria* eines *Lepidodendron* zu erkennen gegeben hat.

48. **Frech, Fritz.** Studien über das Klima der geologischen Vergangenheit. (Zeitschrift der Gesellschaft für Erdkunde zu Berlin, 1902, p. 611—629, 671—698, Taf. 8 und 9.)

F. kommt zu dem Resultat: die Verschiedenheit des Kohlendioxydgehalts der Atmosphäre bildet die physikalische Erklärung für die Verschiedenheiten wärmerer und kälterer Klimate in der geologischen Vergangenheit; höherer CO_2-Gehalt entspricht höherer Wärme. Die vulkanischen Exhalationen sind die einzige Ersatzquelle für den durch die organischen und chemischen Prozesse verbrauchten Sauerstoff. Daher entspricht in allen geologischen Zeiten die Abnahme der eruptiven Tätigkeit einem Sinken der Temperatur. (Diese Fragen sind wichtig zur Beurteilung der Tropenflora-Natur älterer Vegetationen.)

*†49. **Fuchs, T.** Vorläufige Mitteilung über einige Versuche, verschiedene in das Gebiet der Hieroglyphen gehörige problematische Fossilien auf mechanischem Wege herzustellen. (Sitzungsber. Akad. Wiss. Wien, CV, Abt. I, p. 417—432, 1897.)

Durch Erzeugung von Wind (durch Blasen) auf einem halbflüssigen Tonbrei und durch Fliessenlassen ähnlicher Massen hat F. Bildungen erhalten, die erinnern an *Münsteria, Spirophyton, Nemertilites, Nereites, Phyllochorda* etc., ohne aber dadurch bestätigen zu können, dass diese „Fossilien" nur rein mechanischer Natur seien. (Nach Zeiller, Revue 1897—1900. Vgl. B. J., 1903.)

50. **Fuchs, Theodor.** Über einige Hieroglyphen und Fucoiden aus den paläozoischen Schichten von Hadjin in Cilicien. (Sitzungsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Wien v. 15. Mai 1902, p. 168, 7 Seiten u. 2 Fig.)

Es wird ein *Cylindrites* sp. (ähnl. *C. rimosus* Heer. a. d. Lias), eine *Helminthopsis* (sehr ähnlich *Dictyota spiralis* Ludw.), *Phycodes circinnatus* Richter beschrieben; letzterer ist abgebildet. W. G.

51. **de Gasparis, A.** Osservazioni sulle piante del carbonifero. (Atti Accad. di scienze fisiche e matem. Napoli, vol. X, ser. 2a, 10 p., mit 1 Taf.)

Ausführliche Abhandlung über die Karbonpflanzen, worüber bereits im vorigen Jahre (vgl. Bot. J., XXIX) referiert wurde. Solla.

†52. **Gindre, H.** Sur la „tourbe" de Cochinchine. (Bull. Soc. Sci. nat. Saone et Loire, N. S., T. 8, No. 11, p. 246—249.)

†53. **Glangeaud, Ph.** La formation de la houille comparée à la fabrication de l'alcool. (La Nature, No. 1497, 1902, p. 184—185.)

Die Steinkohle ist nach Verf. das Resultat einer Fermentwirkung, deren verschiedene Phasen sich bei der Fabrikation des Alkohols wiederfinden. (Nach G. C., 1903, p. 126.)

54. **Glück, Hugo.** Eine fossile Fichte aus dem Neckartal. (Mitteilungen der grossh. Badischen geol. Landesanstalt, IV. Band, 1. Heft, 1902, Verlag von Carl Winters Universitätsbuchhandlung in Heidelberg, p. 399—428 u. Doppeltafel VI.)

In einer Tongrube bei Eberbach im Neckartal wurden fossile Koniferenzapfen sowie zahlreiche Holzstücke gefunden. Die Tone gehören in das Pliozän oder in das älteste Diluvium. Die Arbeit umfasst einen allgemeinen Teil über die geographische Verbreitung, über die Varietätenbildung und deren

Digitized by Google

Unterscheidungsmerkmale. Glück unterscheidet: *Picea excelsa* (Lam.) Link. 1. var. *obovata* Ledebour, 2. var. *fennica* Regel, 3. var. *alpestris* Brügger, 4. var. *europaea* Teplouchoff, 5. var. *acuminata* Beck.

Das fossile Material besteht aus 14 halbverkohlten Zapfen und vielen Holzfragmenten. Der einzige vollständige Zapfen hat eine Länge von 82 mm und eine Breite von 24 mm. Die Samenschuppen sind entsprechend ihrer jeweiligen Stellung am Zapfen verschieden von einander. Ganz an der Basis des Zapfens sind die Schuppen am kleinsten und besitzen einen spitzwinkeligen Vorderrand. Die in der unteren Region des Zapfens stehenden Schuppen sind breiter, grösser, mit stumpfwinkeligem Vorderrand; während die in der Mitte befindlichen Schuppen die grössten Dimensionen erreichen und einen abgerundeten Vorderrand besitzen (ca. 21 mm lang und 17 mm breit). Die Gestalt und Grösse der Samenschuppen stimmt im wesentlichen überein mit derjenigen der rezenten *Picea excelsa* var. *alpestris*. Das Samenkorn ist eiförmig; es wird 8 bis 8,5 mm lang und 2 bis 2,5 mm breit. Oft ist es innen hohl und die harte, ebenfalls verkohlte Samenschale ist dann allein übrig geblieben. Der Samenflügel wird bis 18 mm lang und bis 5,5 mm breit. Der Samenflügel stimmt auch anatomisch im wesentlichen überein mit rezenten Fichtensamen. Die Deckschuppe der fossilen *Picea alpestris* unterscheidet sich von derjenigen der rezenten durch etwas schärfere Zuspitzung und durch im oberen Teile kleine, randständige Zähnchen, während die Deckschuppe der rezenten *Picea alpestris* im oberen Teile nur unregelmässig gekerbt ist. Das fossile Holz der *Picea alpestris* ist in allen wesentlichen Punkten übereinstimmend mit dem der rezenten *P. excelsa*. Der Holzkörper wird durchzogen von zahlreichen Harzkanälen, die für die *P. excelsa* von Wichtigkeit sind. Das Holz zeigt partienweise Folgen von Druckwirkungen (Zusammenschub des Frühholzes) besonders in nächster Nähe der Jahresringe entstanden. Infolge von Mazeration sind zwischen den einzelnen Holzparenchymzellen*) kleine „Interzellularen" entstanden, wodurch die Holzzellen*) sich abgerundet haben; innerhalb der Holzparenchymzellen selbst hat sich da und dort die innerste Membran abgehoben und täuscht — besonders im Querschnitt — eine selbständige Zelle innerhalb der Holzparenchymzelle vor.

Zum Schluss bringt Gl. eine Zusammenstellung der bis jetzt bekannten fossilen Überreste von *P. excelsa*, wobei auch die so nahe verwandte *P. Omorika* mit berücksichtigt wurde. Die fossilen Überreste der *P. excelsa* reichen in vereinzelten Funden in das Oligozän zurück, während das Diluvium die meisten Fundstätten bisher geliefert hat. W. Gothan.

. **Guignard** s. Bleicher.

55. **Gürich, G.** Über das sog. *Lepidophyllum Waldenburgense* Potonié = *Calycocarpus thujoides* Goeppert. (Centralbl. f. Mineralogie etc., 1902, No. 8, p. 283—288, Fig. 1 u. 2.)

*) Verf. verwechselt „Parenchym" und „Prosenchym"zellen; die hier gemeinten Hydrostereïden figurieren bei ihm bald als „Parenchymzellen" und „Holzparenchym", bald als „Holzzellen" und „Tracheïden". Die angegebenen Merkmale genügen nicht zur Bestimmung der „*Picea*"-Natur des Holzes, geschweige denn zur Speziesbestimmung, da in der Anatomie des Holzes die Spezies kaum Unterschiede bieten. Die (nur nebenbei erwähnte) Dickwandigkeit des Harzgangepithels (p. 415) schliesst allerdings *Pinus* aus, dagegen bleiben noch *Larix* (und *Pseudotsuga*), welche sich meines Wissens von *Picea* nur durch regelmässig am Ende jedes Jahrringes befindliche Harzparenchymzellen (ähnlich denen der Cupressaceen) unterscheiden, wie dies bereits Göppert (Monographie der fossilen Koniferen, Leyden, 1850, p. 48) ganz richtig von *Larix* erwähnt, jedoch ohne das nötige Gewicht darauf zu legen. W. Gothan.

Digitized by Google

Das Fossil kommt nach Verf. sowohl im unteren als auch im mittleren produktiven Karbon vor. G. rechnet zu dem Fossil Goepperts *Calycocarpus thujoides* und benennt das Fossil nunmehr *C. Waldenburgensis*. Gür. beschreibt dasselbe als ein „Fruchtblatt", das aus zwei Teilen besteht: der proximale trägt oberseits „einen samenartigen Körper" von 8 mm Länge, der an der freien (Ober-)Seite einen Flügelsaum besitzt, der distale Teil ist ein ganz schmaler, längerer Spreitenteil. G. meint, „das ganze Karpophyll kann sehr wohl eine Schuppe aus dem Fruchtstande einer gymnospermen Pflanze sein." (Ich würde den Rest vorläufig noch bei *Lepidophyllum* belassen; er würde dann *L. thuoides* heissen müssen. — P.)

56. **Harper, Roland M.** Notes on the Lafayette and Columbia Formations and some of their Botanical features. (Science, N. S., vol. 16, 1902, p. 68—70.)

57[1]. **Hartz, N.** Bidrag til Danmarks senglaciale Flora og Fauna. Avec Résumé: Recherches sur la flore et la faune glaciaires postérieures du Danemark. (Danmarks geologiske Undersogelse, II. Række, No. 11, Kjobenhavn, 1902, 8°, mit 1 Karte u. 85 Fig. im Text.)

Verf. hat eine bedeutende Anzahl von Fundorten glazialer Süsswasserschichten in verschiedenen Provinzen Dänemarks untersucht. Dieselben werden hier ausführlich beschrieben, die Lagerungsverhältnisse erörtert und Verzeichnisse der gefundenen Pflanzen- und Tierreste mitgeteilt. Diese spätglazialen Bildungen sind bis jetzt nirgends in Nordeuropa so reich entwickelt gefunden, wie in Dänemark und Verf. kann im ganzen eine Liste von 46 Tieren und 114 Pflanzenarten geben. Die Pflanzenreste finden sich gewöhnlich in untergeordneten Sandschichten im Süsswasserton, mitunter aber im darüber gelagerten Torf oder Lebertorf. An einem der reichsten Fundorte, der Ziegeleigrube bei Allerod auf dem nördlichen Teil von Seeland konnte eine Oszillation des Eisrandes konstatiert werden, indem eine Lebertorfschicht zwischen rein arktischen Tonschichten, eine subarktische Flora enthielt.

Porsild.

Es sei noch das Folgende hinzugefügt: Von Allerod im nordöstlichen Seeland erwähnt Verf. 50 Pflanzenarten. Der Ton einer Ziegeleigrube ist hier von Lebertorf (Gytje) überlagert, letzterer enthält subarktische Pflanzen, der Ton hingegen auch arktische, nämlich *Dryas octopetala, Betula nana, Salix polaris, S. reticulata*. Die Gytje ergab u. a. *Betula intermedia, odorata* und *verrucosa, Juniperus communis, Rubus saxatilis, Hylocomium proliferum*. Hier lässt sich also „eine Oszillation des Eisrandes konstatieren". Ähnliches ist auch bei Stenstrup (Fünen) zu beobachten. In einer Tabelle stellt Verf. die sämtlichen (114) bekannten Pflanzenarten aus den dänischen spätglazialen Ablagerungen zusammen: 3 *Chara*-Arten, 1 *Nitella*, 5 *Fungi*, 48 *Musci* und 55 Phanerogamen. (Nach Hartz im Bot. Centralbl., 1902, No. 49.)

57[2]. **Hartz, N. og Milthers, V.** Det senglaciale Ler i Allerod Tegl v ærksgrav. (Meddelelser fra dansk geologisk Forening 8, Kobenhavn, 1901, 8.)

Enthält einen ausführlichen Bericht über geologische und paläontologische Untersuchungen einer Ziegeleigrube auf Seeland, wo sich eine ungewöhnlich reiche arktische Flora und Fauna fand. Von besonderem Interesse war eine Lebertorfschicht mit subarktischen Pflanzen: grossblätterigen Birken usw. zwischen den arktischen Tonschichten, wodurch die Verff. eine hiesige Oszillation des Eisrandes annehmen müssen. Porsild.

Haseltine, R. M. s. David White.

Digitized by Google

58. **Hayes, C. W.** The coal fields of the United States. (22. Annual report of the United States Geological Survey 1900—1901, part. III, Washington, 1902, p. 7—24 u. 1 Karte.)

Der Artikel bietet eine Übersicht über die Verhältnisse der Steinkohlenreviere der Vereinigten Staaten; ihm schliessen sich (bis p. 571) durch Karten und Illustrationen (Profile und dergl.) erläuterte Artikel über die einzelnen Reviere an, die ausser dem genannten zu Verfassern haben: J. B. Woodworth, H. H. Stock, D. White, M. R. Campbell, R. M. Haseltine, G. H. Ashley, A. C. Lane, H. F. Bain, J. A. Taff, L. S. Storrs, G. O. Smith und A. H. Brooks.

59. **Hegi, Gustav.** Über glaziale Reliktpflanzen in der Schweiz. (Deutsche Botan. Monatsschrift, herausgegeben von Leimbach, April 1902, No. 4, p. 62—68.)

In der Schweiz waren zur Tertiärzeit zwei Floren vorhanden, eine subtropische der Ebene und eine alpine, die zum grössten Teil bis heute noch lebt. Die Gletscherzeit bewirkte tiefgreifende Veränderungen, insbesondere wurde die Flora der Ebene für immer vertrieben. H. meint, dass die isolierten Bergkuppen im Züricher Oberland zur Gletscherzeit nie vom Eise bedeckt waren, dass sich also die 80 Glazialpflanzenarten derselben von der Diluvialzeit bis jetzt als Relikte erhalten haben.

60. **Helm.** Über die unter dem Kollektivnamen „Bernstein" vorkommenden fossilen Harze. (Schriften der naturforschenden Gesellschaft in Danzig, Neue Folge, Bd. X, Heft 4, Danzig, 1902, p. 37—44.)

Es werden die als Succinit, Rumänit (entgegen Klebs Angaben nach H. Bernsteinsäure haltig), Simetit (Sizilien), Birmit (Birma), Schrauffit (Galizien), Cedarit (Canada), Allingit, Gedanit, Glessit u. a. nach ihrem geologischen und geographischen Vorkommen, ihrer chemischen Zusammensetzung und ihrer Verwendung besprochen. W. G.

61. **Herzer, H.** Six new species, including two new genera of fossil plants. (Ninth annual report of the Ohio State Academy of Science for the year 1900 [Erschienen, 1901?].)

Vgl. unter Knowlton No. 84.

62. **Höfer, H.** Erdöl-Studien. (Sitzungsber. d. k. Akad. d. Wiss. CXI. Bd. Abt. 1, Wien, 1902, p. 615—645.)

Es besteht ein Zusammenhang zwischen dem Vorkommen von Petroleum und Schwefelquellen. Ein Petrolvorkommen bei Montechino (Prov. Piacenza) zusammen mit einer Quelle, auf deren Oberfläche ein bräunlicher Schwefelstaub vorhanden ist, weist auf die reduzierende Wirkung des Petrols und dessen Gase, die aus den Sulfaten des H_2O Sulfide bilden, aus denen sich H_2S entwickelt; diese ergibt an der Luft S nach der bekannten Formel $H_2S+O=S+H_2O$. „Die reduzierende Wirkung der organischen Bestandteile auf die im H_2O gelösten Sulfate ist schon lange bekannt und auf sie wurde auch wiederholt das Auftreten von H_2S in gewissen Quellen bezogen." Fast ausnahmslos enthalten die das Petrol begleitenden Wässer viel NaCl, jedoch gehören die Öl- und Salzlagerstätten verschiedenen geologischen Horizonten an. Massensterben von Meeresorganismen kommen nicht selten vor; sie mögen Veranlassung zur Ablagerung von Urmaterialien des Petrols sein. (Ich halte die Faulschlammgesteine für die Muttergesteine der Petrolea. — P.) Die Erdöllagerstätten sind marine Seichtwasserbildungen, vielleicht oft in Buchten entstanden. Sand (Sandstein) und Schotter (Konglomerat) deuten auf plötzliche Einschwemmung

Digitized by Google

von der nahen Küste hin. In ihnen ist vorwiegend das Öl vorhanden, auch darum, weil durch ihr plötzliches Einschwemmen durch Süsswasser die Meeresfauna vernichtet wurde.

68. **Hoffmann, J. F.** Zur Theorie der Steinkohlenbildung. (Zeitschr. für angewandte Chemie, Berlin, 1902, p. 821—881.)

Verf. hat früher gezeigt, dass bei den Vorgängen der Selbstentzündung pflanzlicher Stoffe eine Abscheidung von Kohle unter Wärmeentwickelung stattfindet, und er macht den Versuch, die natürliche und künstliche Kohlenbildung mit dieser Wärmeentwickelung in Zusammenhang zu bringen. Man muss einen wesentlichen Unterschied machen zwischen den einleitenden Gärungs- und Fäulnisprozessen und den darauf folgenden, mit Temperaturerhöhung verbundenen eigentlichen Verkohlungsvorgängen ohne Gärungsprozesse. Man findet, dass die Kohlenausbeute um so grösser ist, je niedriger die angewandte Temperatur ist, aber Verf. neigt zu der Auffassung, dass erhöhte Temperatur zur Kohlebildung nötig ist. Zu dieser Annahme führen ihn frühere und eigene Studien über Selbstentzündung. Er erwähnt u. a., dass in grossen kompakten Massen verbranntes Getreide und Mehl eine „ausgezeichnete Reihenfolge von unverändertem Getreide bezw. Mehl, von Braunkohle, Steinkohle und Anthracit" ergab; „sogar der glänzende Graphit war reichlich vertreten."

Holland, Richard s. Newton.

*†64. **Hollick, A.** Some features of the Drift on Staten Island, N. Y. (Ann. N. Y. Acad. sc. XII, p. 91—102, pl. I, 1900.)

In den miozänen Ablagerungen der Insel kommen Gesteine vor mit Pflanzenresten aus dem Amboy-clay. (Nach Zeiller, R. p. 68.)

65. **Hollick, Arthur.** Geological and botanical notes: Cape Cod and Chappaquidick Island, Mass. (Bulletin of the New York Botanical Garden, April 25, 1902, p. 881—407 u. Tafel 40—41.)

Hierin Seite 401—405 und Tafel 41 Besprechung von fossilen Pflanzenresten von Chappaquidick Island (eigentlich ein Stück der Insel Marthas, Vineyard, Mass.), dem östlichsten Punkt der Verein. Staaten, von dem Kreidepflanzen bekannt sind. Verf. gibt 11 bereits bekannte Spezies an von *Podozamites, Dammara, Cunninghamites, Juniperus, Thinnfeldia, Sclerophyllina, Salix, Magnolia, Myrsine* und *Tricalycites*. Die Mehrzahl der Arten kommt in den Amboy-clays von New Jersey, in der Potomac-Formation von Virginia und in der Kreide von Staten and Long Islands vor. (Nach D. P. Penhallow im B. C., No. 30, 1902.)

66. **Hollick, Arthur.** Fossil ferns from the Laramie Group of Colorado. (Torreya, vol. II, No. 10, Oct. 1902, p. 145—148, pl. 8, 4.)

Beschreibt als neu aus dem Laramie (obere Kreide): *Aneimia supercretacea, robusta, Acrostichum Haddeni, Polystichum Hillsianum, Gleichenia rhombifolia* und *Stenopteris (?) cretacea*.

67. **Holmboe, Jens.** Granens fossile forekomst i norske toromyrer. (Nyt. Mag. Naturw., Bd. 40, p. 103.)

†68. **Holzinger, John M.** On some fossil mosses. (The Bryologist, vol. 6, p. 93—94.)

69. **Jeffrey, Edward C.** The structure and development of the stem in the *Pteridophyta* and *Gymnosperms*. (Philosophical transactions of the Royal Society of London, Series B, vol. 195, pp. 119—146, Plates 1—6, London, 1902.)

Die Zentralzylinder von Stengeln sind protostel (mit Zentralleitbündel) oder siphonostel mit röhrenförmigem Leitbündel. Der protostele Zylinder

Digitized by Google

(ohne Markkörper) ist der primitive. Der Markkörper der siphonostelen Bündel ist Grundgewebe; die Leitbündelröhre besitzt Öffnungen, die den Blatt- und Zweigabgängen entsprechen oder nur den letzteren. Gelegentlich hört der siphonostele Strang im Alter auf auffällig röhrig zu sein, dann mag er adelosiphon heissen. Das siphonostele Bündel ist primitiv konzentrisch, aber durch Reduktion kollateral geworden bei den Angiospermen, Gymnospermen, Osmundaceen etc. Der Markkörper ist ein Teil eingeschlossenen Grundgewebes. Cladosiphon nennt J. den Typus, bei welchem nur Zweigabgänge im Röhrenbündel vorhanden sind, phyllosiphon den anderen Typus, bei dem auch Blattabgänge vorhanden sind. Danach sind zwei grosse primitive Gruppen zu unterscheiden: die *Lycopsidea* (*Lycopodiales* und *Equisetales*), die cladosiphon und microphyll sind, und die *Pteropsida* (*Filicales*, *Gymnospermen* und *Angiospermen*), die phyllosiphon und megaphyll sind.

70. **Kerner, F. v.** Begleitworte zur Demonstration eines Florenbildes des alpinen Oberkarbon. (Verhandlungen der k. k. geologischen Reichsanstalt Wien, Sitzungsber. vom 4. März 1902, p. 125—127.)

Demonstration einer vom Verf. entworfenen Rekonstruktion einer Steinkohlen-Landschaft.

71. **Kerner, F. v.** Tertiärpflanzen vom Ostrande des Sinjsko Polje in Dalmatien. (Verhandlg. der k. k. geol. Reichsanstalt, Wien, 1902, No. 14/15, 342—344.)

Von den von K. aufgeführten 27 Formen des Eozäns kommen 7 sicher und 6 namentlich am Monte Promina vor, von den übrigen 14 sind 7 bestimmbar und bisher nicht vom M. Pr. bekannt.

72. **Kidston, Robert.** The flora of the carboniferous period. Second paper. (Proc. Yorkshire Geol. Polytechn. Soc., vol. XIV, Part III, Leeds 1902, p. 344 bis 399, Fig. 1—15 u. Taf. LI—LXV.)

In der vorliegenden 2. Arbeit bringt K. eine kurze Einführung über die Lycopodiales, Sphenophyllaceen, Cordaitaceen, Koniferen und Ginkgoaceen.

†73. **Kidston, Robert.** Report on fossil plants gathered from the calciferous sandstones of the Berwickshire Border. (Summary of Progress Geol. Survey, United Kingdom for 1901, p. 179—180, 1902.)

Bericht über eine Aufsammlung fossiler Pflanzen. K. nennt u. a. *Lepidodendron spetsbergense*, *Marchantites sp.*, *Aneimites sp.*, *Heterangium sp.*, *Cardiopteris polymorpha* var. *rotundifolia*. (Nach Arber, B. C. v. 17. März 1903, p. 289.)

74. **Kinkelin, F.** und **O. Boettger.** Geologisch-paläontologische Sammlung. (Ber. d. Senckenb. naturf. Ges. in Frankfurt a. M., 1902, p. 94—107.)

Ist ein Musealbericht.

75. **Kinkelin, F.** Die Entwickelung der Pflanzenwelt, besprochen an Hand der neueren Erwerbungen pflanzlicher Fossilien. (Ber. d. Senckenb. naturf. Ges. in Frankfurt a. M., 1902, p. 137—154.)

Bespricht eine Auswahl neuer Erwerbungen der Geologisch-Paläontologischen Sammlung.

Kirchner, O. s. Schröter.

76. **Kissling, E.** Neue Fundstelle fossiler Pflanzen aus der Molasse der Bäuchlen (Entlebuch) In: Gliederung der Molasse im Napfgebiet in obere Süsswassermolasse und untere Meeresmolasse. (Mitteilungen d. Naturf. Ges. in Bern aus dem Jahre 1901, No. 1500—1518, Bern, 1902, p. 102.)

K. hat in der Molasse von Bäuchlen (Entlebuch) Pflanzenreste gefunden,

Digitized by Google

die er als *Sabal major* Ung., *Cinnamomum spectabile* Heer und *C. polymorphum* Br. bestimmt. Sonst ist nur von Tierresten die Rede. W. Gothan.

*†77. **Knowlton, F. H.** Fossil flora of the Yellowstone National Park. (Monogr. U. S. Geol. Surv. XXXII, pl. II, p. 651—882, pl. LXXVII—CXXI, 1899.)

Verf. gibt Pflanzen an, die ident oder sehr eng verwandt mit solchen aus den unteren Laramieschichten, insbesondere derjenigen von Wyoming sind; er beschreibt 4 neue Arten von *Asplenium*, *Onoclea*, *Phragmites* und *Paliurus*. (Nach Zeiller, R. p. 69.)

78. **Knowlton, Frank Hall.** Fossil flora of the John Dag Basin, Oregon. (Department of the Interior, U. S. Geol. Survey, Bull. 204, Washington, 1902, 113 Seiten u. 17 Tafeln.)

Das „John Dag Bassin" bedeckt ein Areal von ca. 10000 „square miles". Es fanden sich 150 Pflanzenformen, zu 87 Familien gehörig. K. gibt 44 neue „Arten" und 1 neue Varietät an. Die fossilen Floren des J. D. B. sind alle tertiären Alters vom unteren Eozän ab, dann kommen noch vor Obereozän und Obermiozän. Überwiegend handelt es sich — wie gewöhnlich — um Laubblätter.

79. **Knowlton, F. H.** Fossil plants of the Esmeralda formation. (21 annual report of the United States Geological Survey, Part II, Washington, 1900 [erschienen 1902], p. 209—220, Plate XXX.)

K. beschreibt von der obigen Lokalität 14 Arten, darunter 11 neue. Es sind z. B. *Gleichenia? obscura* (das Fragezeichen stammt vom Autor. — G.); *Dryopteris? gleichenioides; Spathyema? Nevadensis; Salix vaccinifolia, Quercus Turneri; Ficus lacustris, Chrysobalanus Pollardiana, Cercis? nevadensis; Cinchonidium? Turneri; Rhus? nevadensis* u. a. Es sind, wie gewöhnlich, sämtlich Blattreste; K. bildet auch einige fruchtähnliche, aber nach ihm unbestimmbare Gebilde ab. W. G.

80. **Knowlton, F. H.** Report on fossil wood from the Newark formation of South Britain Connecticut. (21 annual report of United States Geological Survey, Part III, Washington, 1901 [erschienen 1902], p. 161—162.)

Araucarioxylon virginianum Kn. aus der Trias von Virginia und Nord-Karolina kommt auch in derselben Formation in Connecticut vor.

81. **Knowlton, F. H.** Description of a new fossil species of *Chara*. (Torreya, vol. II, May, 1902, p. 71—72.)

K. beschreibt aus dem Pleistozän von East Las Vegas (New Mexico) eine neue *Chara*-Art: *Ch. Springerae* auf Grund von zahlreich vorkommenden Früchten.

82. **Knowlton, F. H.** Notes on the fossil fruits and lignites of Brandon, Vermont. (Bull. Torr. Bot. Cl., vol. 29, 1902, No. 11, p. 685—641 u. 1 Taf.)

Die in Frage stehenden Hölzer bestimmt Kn. als *Pityoxylon microporosum* Schmalh. forma *Brandonianum* n. var. (Material zur Bestimmung von ganz unzulänglicher Erhaltung. — G.). Die Früchte werden als *Carpolithes Brandonianus* Lesq., *Cucumites Lesquereuxii* n. sp. und *Aristolochites* sp. bestimmt.

88. **Knowlton, F. H.** Report on a small collection of plants from the vicinity of Porcupine Butte, Montana. (Bull. Torr. Bot. Cl., vol. 29, New York 1902, p. 705—709, 1 Textfig. u. Taf. 26.)

Bietet eine Abbildung von *Onoclea sensibilis fossilis* mit Sporangienstand. K. beschreibt als neu *Tilia Weedii*. Die Schichten gehören zu der Fort Union Group.

Digitized by Google

84. **Knowlton, F. H.** Six new species. (Science, New York, d. 15. Aug. 1902, p. 273—274.)

K. zieht gegen eine Publikation von H. Herzer in „Ninth annual Report of the Ohio State Academy of Science" betitelt: „Six new Species, including two new genera, of fossil plants", zu Felde, eine Arbeit, die nach ihm wissenschaftlich ganz wertlos ist. Von den „neuen Genera" (*Cystiphycus, Nodophycus*) und den „neuen Spezies" (*Caulopteris magnifica, Psaronius junceus* (*Psaronius* wird für eine vollständige, selbständige Pflanze erklärt!) usw. werden ganz unbrauchbare Diagnosen gegeben. Besonders werden noch etymologische Missbildungen gerügt (*Nodophycus* hybrides Wort; *thallyformis* etymologisch unmöglich). W. G.

Knowlton s. Douglas.

†85a. **Kraemer, G.** und **Spilker, A.** Das Algenwachs und sein Zusammenhang mit dem Erdöl. (Berichte d. Deutschen chemischen Gesellschaft, Jahrg. XXXV, Heft 5, No. 188, Berlin, 1902, p. 1212—1228.)

85b. **Kraemer, G.** Das Erdöl und seine Beziehungen zum Pflanzenreich. (Verhandlungen des Vereins zur Beförderung des Gewerbfleisses, 1902, IV. Heft, Berlin, 1902, Bericht über die Sitzung vom 7. April, p. 98—102.)

In der Regel finden sich die Petroleumlager in Buchten von Seitenerhebungen von Hauptgebirgsstöcken, wo keine Verwerfungen vorkommen, in mehr minder mächtigen marinen Sandablagerungen, die von undurchlässigen, tonerdehaltigen, ebenfalls marinen Schichten überlagert, nach oben abgeschlossen sind. Es ist fast niemals mit Kohle vergesellschaftet. Englers und Höfers Experimente schienen die Herkunft des Petroleums aus tierischen Resten zu bestätigen, da sie aus Fett von Fischen und Muscheltieren durch Druckdestillation ihr „Protopetroleum" erhielten.

Verf. hat nun bei „Ludwigsdorf in der Uckermark" (es handelt sich um den Ahlbecker Seegrund bei Ludwigshof, Kreis Uckermünde in Pommern. — P.) eine fussdicke Torfschicht kennen gelernt, die vorzugsweise aus Diatomeen und einzelligen Algen besteht. (Es handelt sich um Faulschlamm in mehreren Metern Mächtigkeit, bestehend wesentlich aus Wasserpflanzen und Tierresten wie Algen, auch etwas Bacillariaceen, Crustaceenresten etc. — P.) Der Ludwigsdorfer „Schlick" (also kein „Schlick"! — P.) enthielt neben unzersetztem Eiweiss eine Menge einer wachsartigen Substanz. Wie das Erdwachs ergab diese bei trockener Destillation petroleumartige Kohlenwasserstoffe. Das „Schlickwachs" dürfte daher das Ausgangsmaterial des Petroleums sein. Schon Stahl hatte gesagt, dass die Leiber der Bacillariaceen das Rohmaterial für das Petroleum sein müssten (vgl. B. J. für 1899 u. 1900, Paläontologie, p. 207, No. 102, unter Krämer, E. Spilker). Auch andere Torfe und Schweelkohlen enthalten das Wachs, auch wenn keine Bacillariaceen zu finden sind, die Verf. von anderen einzelligen Algen herschreibt, wie z. B. von *Vaucheria*. Die Wachsarten bestehen der Hauptsache nach aus einsäurigen Estern von hochmolekularen Fettsäuren, die bei trockener Destillation in Kohlendioxyd und Kohlenwasserstoffe zerfallen. Daneben enthalten sie noch harzartige Stoffe, die bei trockener Destillation Kohlenoxyd, Kohlendioxyd und Wasser abspalten, neben flüchtigen Fettsäuren und wasserstoffärmeren Kohlenwasserstoffen, die auch bei der Spaltung von Koniferenharz erhalten werden. In allen Wachsen fand sich auch Schwefel, den K. auf die oxydierende Wirkung der Schwefelbakterien zurückführt.

In dem in die Schweelkohlenflötze eingesprengten Pyropissit, der bis

Digitized by Google

50 % Wachs aufweist, mag es sich um „Algenablagerung" handeln, die unter günstigen Umständen Kohlenwasserstoffgemische erzeugen, die wir unter dem Sammelnamen Petroleum begreifen (Pyropissit ist nicht aus Algen entstanden. — P.).

*†86. **Krasan, F.** Das Tertiärbecken von Aflenz. (Mitt. naturw. Ver. f. Steiermark, XXXIII, p. 51—59, 1897.)

Die Flora ist miozänen Alters mit vielen subtropischen oder selbst tropischen Typen sehr ähnlich der Flora des Miozän von Parschlug. (Nach Zeiller, R. p. 77.)

*87. **Krause, Ernst.** Versteinerte Wälder. (Prometheus, Bd. XII, 1901. p. 262—265, 2 Abb.)

Es handelt sich um die berühmten Vorkommnisse in Arizona, auf die V. gelegentlich der begonnenen Aufarbeitung der Stämme zu Gebrauchsgegenständen durch eine amerikanische Gesellschaft zu sprechen kommt. Verf. hält immer noch an der Kuntzeschen Versteinerungstheorie durch heisses Geysir-Wasser fest, betrachtet die Versteinerung durch SiO_2-haltiges Wasser als ganz untergeordnet und führt für die Kuntzesche Theorie allerlei z. T. vage Gründe ins Feld, besonders befremdet ihn das Nichtzusammengesunkensein der Stämme. Alle Stämme sollen Araukariten sein. W. G.

*†88. **Kurtz, F.** Contribuciones à la palaeophytologia Argentina. III. Sobre la existencia de una Dakota-Flora en la Patagonia austro-occidental (Cerro Guido, Gohemacion de Santa-Cruz). (Rev. del Mus. de la Plata, X, p. 48—60, 1899.)

K. führt die südamerikanische Kreideflora von Cerro Guido (Patagonien) vor und betont die engen Beziehungen zu der Kreideflora Nord-Amerikas insbesondere mit der Cenomanflora von Dakota. Er führt 8 neue Arten auf von *Araucarites*, *Abietites* und *Perseophyllum*. (Nach Zeiller, R. p. 70.)

89. **Lagerheim, G.** Bidrag till kännedomen om kärlkryptogamernas forna utbredning i Sverige och Finland. (Geol. Fören. Förhandl., No. 211, Bd. 24, Häft 1902, p. 37—48.)

Von den vom Verf. verzeichneten Pteridophyten waren *Lycopodium annotinum*, *Polystichum spinulosum*, *Polypodium vulgare*, *Phegopteris polypodioides* und *Ph. Dryopteris* nicht fossil angegeben worden. Mit Ausnahme von *Polypodium* wurden sie sämtlich in Ablagerungen der Litorinazeit oder in späteren Ablagerungen gefunden. *Polypodium* kam schon während der Ancyluszeit vor und dasselbe war mit *Polystichum Thelypteris* der Fall. Dieser Farn scheint früher eine weitere Verbreitung in Schweden gehabt zu haben; in Schonen und Finnland ist er als torfbildend beobachtet worden (Farntorf).

90. **Lagerheim, G.** Torftekniska notiser. (Geologiska Föreningens i Stockholm Förhandlingar, Bd. XXIV, H. 6, Stockholm, 1902, p. 407—412.)

Zum Bleichen von Torf, der an der Luft schwarz geworden ist, schlägt Verf. eine 8 % Oxalsäurelösung vor. Der Torf wird in einem gläsernen Gefäss mit wenigstens der doppelten Menge Säure übergossen und an einen hellen Ort, am besten in die Sonne, gestellt. Nach kurzer Zeit ist die dunkle Farbe des Torfes verschwunden. Wünscht man die Entfärbung noch weiter zu treiben, so wird das Material vorher einige Zeit mit einer Lösung von $KMnO_4$ behandelt, ehe es in die Oxalsäurelösung kommt. Vor dem Bleichen mittelst Salpetersäure bietet die Oxalsäuremethode die Vorteile, dass die Fossilien nicht angegriffen und dass keine schädlichen Dämpfe entwickelt werden. — Vor dem Auflösen von Kalkgyttja in Salzsäure empfiehlt es sich sehr, sie

Digitized by Google

mit starkem Spiritus zu durchtränken, damit das lästige Schäumen vermieden wird. (Nach N. Hartz im B. C.)

91. **Lane, Alfred C.** Coal of Michigan, its mode of occurrence and quality. (Geolog. Surv. of Michigan. vol. VIII, pt. II, Lansing, 1902, VIII und 282 pp., 9 Tafeln, 9 Figuren.)

Bietet auf p. 6—14 eine Auseinandersetzung über die Entstehung der Kohle, die nichts Neues bringt.

92. **Langeron, M.** Contributions à l'étude de la flore fossile de Sézanne. 3. fascicule: Nouvelles considérations sur les formations travertineuses anciennes et contemporaines. (Bull. Soc. d'hist. nat. d'Autun, 8°, Tome XV, 1902, 28 pp., 8 Tafeln.)

Bespricht die Art der Entstehung der Pflanzenreste führenden paläozänen Tuffe von Sézanne, indem er als Vergleich die jetzigen Tuffablagerungen aus Quellen des Jura zu Hilfe nimmt. Dieselben sind dort, wo sie von Wasser überflossen werden, von Algen überzogen und in diese Algenbekleidung bringen Dipterenlarven Minen an, deren Wände sich schnell durch Kalkniederschlag tapezieren. Nachdem die so entstandenen Kalkröhren von neu gebildetem Tuff umgeben sind, sieht man infolgedessen in demselben dann verzweigte Röhrensysteme, die zusammensinken, wie die freilich grösseren wurmförmigen Bildungen in den Tuffen von Sézanne, die damit erklärt sind. Die in den rezenten Quellwässern vorkommenden Algen gehören zu den Gattungen *Lyngbya, Gomontia, Phormidium* und *Rivularia*, die durch Entziehung von Kohlendioxyd den in Wasser gelösten Kalk zum Niederschlag bringen.

†98. **Langeron, M.** Note sur une empreinte remarquable provenant des cinérites du Cantal, Paliurides Martyi (Langeron). (In 8°, 12 pp., 2 fig., 1 pl.) (Bull. Soc. d'hist. nat. d'Autun, T. XV, 1902.)

94. **Laurent, L.** Note à propos de quelques empreintes fossiles de la collection Segond. (Bull. Soc. d'études scient. et archéol. de la ville de Draguignan, 8°, 5 pp.)

Verf. beschreibt neue *Alnus*-Blattreste aus dem Ziegelthon der Umgegend von Lorgues. *Alnus Kefersteinii* Unger besitzt niemals mehr als 5 oder 6 Fiederadern, während die neue Art deren 10 bis 12 hat; Verf. nennt letztere *A. manuescencis*, sie kommt vor bei Manosque, in der Molasse der Schweiz und im baltischen Miozän.

95a. **Laurent, L.** Contribution à l'étude de la végétation du sud-est de la Provence (Bassin de Marseille). (Association franç. avanc. d. Sciences, 30e Session, 1901, Ajacco, I, 1902, p. 120—121.)

Ein Résumé der im folgenden referierten Arbeit.

95b. **Laurent, L.** Contribution à l'étude de la végétation du Sud-Est de la France: Flore de la basse vallée de l'Huveaune, pendant le dépôt des argiles de Marseille. (Annales Faculté Sciences Marseille, XII, 1902, p. 159—217, Tafel 77.)

Behandelt die Flora der aquitanischen Stufe des Marseiller Beckens. An den verschiedenen Fundpunkten ist die Flora monoton, aber die ersteren zeigen eine sehr wechselnde floristische Färbung, so ist das eine Lager reich an Koniferen, Leguminosen und Terebinthaceen, ein anderes brachte nur Salicaceen und Lauraceen, und ein drittes ist durch viele Farn-, *Sequoia*-Reste und Laubblätter mit gezähnten Blättern (Amentaceen?) charakterisiert. Verf. unterscheidet in der Gesamtflora 8 Gruppen: 1. die jetzt mediterranischen Typen, wie *Callitris, Pistacia, Acacia*: 2. kalifornische Typen wie *Sequoia, Lygodium*

Digitized by Google

und 8. chinesisch-japanische Typen wie *Cinnamomum* und *Lygodium*. Diese aus 20 Arten bestehende Oligozänflora neigt in ihrem Gesamtcharakter schon sehr zu den aus dem Miozän bekannten Verhältnissen.

Es fanden sich 1. *Chara*, 2. *Lygodium Gaudini* Heer (verw. mit *L. circinatum* und *palmatum*), 3. *Goniopteris styriaca* (Ung.), 4. *Sequoia Langsdorffii* (Brong.) (= *S. Tournali* aus der tonginischen Stufe = *S. sempervirens*), 5. *Taxodium distichum*, 6. *Callitris Heeri* Sap., 7. *Thujopsis massiliensis* Sap., 8. *Pinus Matheroni* Sap. (verwandt mit *P. Brutia*), 9. ein flabellater Palmenblattrest, 10. *Celtis*, 11. *Cinnamomum polymorphum* A. Br., 12. Nymphaeaceen und zwar wohl *Nelumbium Buellii* Ett. und *Nymphaea calophylla* Sap., 13. *Acer Ruminianum* Heer (sehr ähnlich dem japanischen *A. Buergerianum*), 14. *Bercheinia multinervis* Heer, 15. *Rhus Pyrrhae* Ung., 16. *Pistacia Lentiscus*, 17. *Daucus massiliensis* n. sp., 18. *Acacia parschlugiana* Ung., 19. *Diospyros brachysepala* Ung. (Nach Zeiller, Bot. Centralbl., No. 80, 1902.)

*96a. **Leuthardt, F.** Sur la flore et la faune de la Lettenkohle de Neuewelt, près Bâle. (Archives sc. phys. et nat. Oct. et Nov. 1901, C. r. trav. 84e sess. soc. helvétique sc. nat. a Zofingue août 1901, Genève, 1901, p. 80—82.)

96b. **Leuthardt, F.** Fossile Flora der Lettenkohle von Neuewelt bei Basel. (Verh. schweiz. nat. Ges., Verslg. zu Zofingen, 1901, Zofingen, 1902. p. 166—167.)

a und b gleichen Inhalts wie die im B. J. für 1901 referierte Arbeit p. 489, No. 112.

97. **Liburnau, Sen. J. Lorenz von.** Ergänzung zur Beschreibung der fossilen *Halimeda Fuggeri*. (Sitzungsber. k. Akad. Wiss. Bd. 111, Abt. I. Wien, 1902, p. 685—718, 2 Tafeln und 9 Figuren.)

Reicheres Material aus dem Flysch von Muntigl bei Salzburg ermöglichte Verf. eine genauere Beschreibung seiner *Halimeda Fuggeri*. Verschiedenartigkeit der Glieder, scheinbare Schuppung der Oberfläche, Fehlen der Inkrustation. Vorhandensein eines durchgehenden Stranges, Breite desselben, Länge der Internodien, rutenartiges ungegliedertes Fronsende, Mangel der Verästelung veranlasst Verf. für den Typus die Bezeichnung *Halimedites* vorzuschlagen, da das Fossil nicht gut zu der recenten Gattung *Halimeda* gestellt werden kann.

98. **Liebus, Adalbert.** Ergebnisse einer mikroskopischen Untersuchung der organischen Einschlüsse der oberbayerischen Molasse. (Jahrb. geol. Reichsanstalt, Bd. 52, 1902, p. 71—104, 1 Taf. u. 7 Figuren, Wien, 1903.)

Die Einschlüsse sind zum allergrössten Teil Foraminiferen, Ostracoden und andere tierische Reste; nur in einer Probe von brackischer Molasse fanden sich *Chara*-„Früchte", deren eine *Chara petroleï* Andr. ähnelt. (Vgl. No. 200 dieses J. B.) W. G.

*†99. **Lomax, J.** Recent investigations on plants of the coal-measures. (Trans. Manchester Geol. Soc., XXVI, p. 257—262, pl. I—VI, 1899.)

Rekapituliert unsere Kenntnisse über *Lyginopteris*, *Heterangium* und *Medullosa*. (Zeiller, R. p. 89.)

100. **Lomax, J.** On some new features in relation to *Lyginodendron Oldhamium*. (Annals of Botany, vol. XVI, 1902, p. 601—608.)

Vorläufige Notiz über einige verzweigte Exemplare von „*Lyginodendron*" (es ist *Lyginopteris Oldhamia* gemeint. — P.). In einem Fall geht der Zweig zwischen 2 Blattstielen ab, in der Nähe einiger Wurzeln, deren Stellung darauf hinweise, dass es Luftwurzeln waren. (Nach Arber, B. C. v. 6. Oktober 1903, p. 384.)

Digitized by Google

101. **Lomax, J.** On the occurence of the nodular concretions (Coal Balls) in the lower coal measures. (Annals of Botany, vol. XVI, 1902, p. 603—604.)

Die Konkretionen sind beschränkt auf ein Kohlenlager in Lancashire und Yorkshire. L. meint, dass die pflanzlichen Reste sich nicht mehr in situ befinden, genauer, dass die Pflanzen, in kleine Teile zerfallen, angeschwemmt wurden oder dass dieselben nach ihrer Versteinerung transportiert wurden. Er schliesst das daraus, dass die eine Konkretion einen *Stigmaria*-Rest enthält, während die in der Kohle daneben liegenden keine Spur von *Stigmaria* zeigen. (Nach Arber, B. C. v. 6. Oktober 1903, p. 385.)

*†102. **Mc Coy, F.** Note on an additional genus of fossil plants found in the Bacchus Marsh Sandstone. (Proc. Roy. Soc. Victoria, X, p. 285 bis 286, 1898.)

Gibt eine neue *Taeniopteris* bei Bacchus Marsh im Staate Victoria an. (Nach Zeiller, R. p. 38.)

†108. **M[angin], A.** Les tourbières du Jura. (Arch. de la flore jurassienne, 1902, No. 26.)

*†104a. **Marsh, O. C.** The jurassic formation on the Atlantic Coast. Supplement. (Amer. Journ. sci. 4th ser., VI, p. 105—115, 1898.)

*†104b. **Marsh, O. C.** Cycad horizons in the Rocky Mountain region. (l. c., VI, p. 197, 1898.)

M. bringt die Schichten mit *Cycadeoidea* ebenso wie die gleichen von Maryland zum obersten Jura; er setzt sie in dieselbe Zeit wie die englischen Purbeckschichten mit Cycadaceenstämmen, während L. Ward alle als infrakretazeisch ansieht. (Nach Zeiller, R. p. 60.)

*105. **Marty, Pierre.** Une *Nymphaea* fossile. (La feuille des jeunes naturalistes, Paris, 1. Januar 1902, p. 45—49 u. 3 Figuren.)

Die *Nymphaea*-Art ist nahe verwandt mit *N. lotus* L. und stammt aus dem Pontien, Plaisancien oder Astien von Niac (Cantal). Zusammen mit der *N.* kommen viele andere Arten vor. (Nach G. C., 1902, p. 479.)

†106. **Marty, Pierre.** The plant-bed of the Pass of La Mongudo (near Vic-sur-Cère), Cantal. (Proc. Geol. Assoc. London, 1902, vol. 17, p. 317—324, 14 Figuren.)

Aus dem „Cinerite" (also in vulkanischer Asche) hat Saporta 57 „Arten" beschrieben. Die Mehrzahl dieser lässt sich nicht genau mit rezenten Arten differenzieren, aber sie weichen nur wenig ab. Wenige gehören zu tropischen und subtropischen, andere zu weniger südlichen und wieder andere zu Typen, die heute noch an Ort und Stelle leben. Letztere zeigen die Ankunft der Flora im Mitteltertiär an, so *Abies pectinata*, *Fagus silvatica*, *Ulmus ciliata* und *Cornus sanguinea*. Die Flora sieht M. als Unterpliozän an. (Nach Arber, B. C. vom 12. Mai 1902, p. 448.)

†107. **Marty, Pierre.** Sur deux Asclepiadinées fossiles. (Feuille jeun. Natural. 4. Ann. 32, 1902, p. 161—164, mit 5 Fig.)

Die Fossilien stammen von Niac bei Aurillac und gehören zum oberen Miozän oder Pliozän. Einige Blätter bezeichnet er als *Vinca minor* L. var. *niacensis;* andere bezieht er auf *Acerates*. (Nach Pervinquière im G. C., 1903, p. 127.)

†108. **Marty, Pierre.** Flore miocène de Joursac. (Rev. de la Haute Auvergne.) Paris, 8°, 92 pp., avec 4 fig., 1 tabl. et 13 pl.)

*†109. **Maslen.** The structure of *Lepidostrobus* 1899. (Vgl. B. J. für 1899/1900, p. 212, No. 125.)

Macht kleine Lepidostroben bekannt; an den meisten Exemplaren hat

Digitized by Google

M. in den Brakteen einen Parichnosstrang beobachten können, der das Leitbündel auf seiner Aussenseite begleitet wie das in den Stengeln bei den Blattspuren der Laubblätter der Fall ist. (Nach Zeiller, R. p. 46.)

110. **Matthew, G. F.** Stratigraphy versus palaeontology in Nova Scotia. (Science, New York, d. 26. Sept. 1902, p. 513—514.)

Diskutiert eine Arbeit David Whites gleichen Titels.

†111. **Mentz, A.** On Skals-Aa-Dalens Humus arealer og deres Vegetation (Forelöbig Meddelsee). (Botanisk Tidsskrift, Bd. 24, p. LV—LXI, mit 1 Karte, 1902?)

112. **Meunier, Fernand.** Le copal fossile du Landénien de Léau (Brabant). (Annales des Mines de Belgique, tome V, 2e livraison, 8 pp., Liège, 1900.)

Abgesehen von dem rezenten und subfossilen Kopalvorkommen, ist Kopal gelegentlich auch beim Bernsteinfischen in der Ostsee gefunden worden, der aber vielleicht durch Meeresströmungen aus den Tropen dorthin gelangt ist. Der Kopal des Untereozän von Léau ist von Bernstein sofort zu unterscheiden; u. a. enthält er keine Bernsteinsäure; die Bestimmung als „Kopal" hat Helm ausgeführt.

*†118. **Meunier, St.** Nouvelle plante fossile éocène. (Le Naturaliste, 1898, p. 17 u. 1 Fig.)

Aus den grès landéniens von Benvry (Pas-de-Calais) beschreibt M. einen ährenförmigen Fruchtstand mit sitzenden, kugeligen Früchten, ähnlich denen von *Grewia;* er nennt den Rest *Stachycarpus eocenica.*

114. **Meunier, Stanislas.** Le tuffeau siliceux de la côte aux Buis, à Grignon. (C. R. Acad. Sc., Paris, 1902, Band 134, p. 198—201.)

Kieselkonkretionen an der Basis des tertiären „Calcaire grossier supérieur", die zuweilen zu Bänken verschmelzen, geschichtet wie der Kalk, enthalten Bacillariaceen (*Gallionella, Fragilaria, Synedra, Navicula, Triceratium* etc.), Foraminiferen, Spongillen-Nadeln. Die Konkretionen sind durch die zirkulierenden Wässer aus den Kieselbestandteilen des Kalklagers selbst gebildet worden.

Milthers, s. Hartz.

115. **Möller, Hjalmar.** Bidrag tiu Bornholms fossile Flora-Pteridofyter. (Zur fossilen Flora von Bornholms Pteridophyten.) (Acta Universitatis Lundensis, XXXVIII, Afd. II = Kongl. Fyscografiske Sallskapets Handlingar, Bd. 18, No. 5, 1902, S. 1—66, mit 6 Taf.)

Von den Fundplätzen der fossilen Flora auf Bornholm sind nur zwei, Bagaa und Vellengsby, so reich, dass sie einen Vergleich mit den verwandten Floren in Schweden und im Auslande gestatten. Bei Bagaa kommen die Pflanzen teils in einem Lehm, teils in einem Lehmeisenstein („Lerjernsten") vor. Die ganze Flora umfasst 68 Arten, von denen 14 nicht anderswo aufgefunden sind. Mit der fossilen Flora von Schonen sind 16 Arten gemeinsam, mit der unteren Liasflora bei Koburg, Halberstadt und Quedlinburg 11 Formen gemeinsam; ebenso zeigt sich eine gute Übereinstimmung mit den rhätischen und Liasablagerungen Polens (15 Arten gemeinsam) und mit der Oolithenflora bei Scarborough in England. Die Bagaaflora scheint wie ein Zwischenglied zwischen den Floren von Franken und Scarborough. Die Vellengsby-Flora (in weichem Lehm) zeigt 85 Arten, von denen 14 nur in Bornholm gefunden sind. Von ausländischen Floren stimmt sie am besten mit derjenigen von Franken überein (die Hälfte aller Arten gemeinsam). Die Flora ist hier rein rhätisch. Die Pteridophyten machen hier nur ein Drittel der Arten aus. Von den beschriebenen Formen sind folgende neu: *Dicksonia pauciloba,*

Digitized by Google

Sphenopteris acutidens, Asplenites cladophleboides, Cladophlebis hirta, Ctenis Nathorsti, Dictyophyllum Bartholini, Hausmannia Forchhameri Brongn. α subspec. *dentata* und β subspec. *laciniata, H. acutidens, Sagenopteris Phillipsii* (Brongn.) Presl. f. *pusilla*. Alle die gefundenen Formen sind abgebildet. Bohlin.

*†116. **Morton, G. H.** The geology of the country around Liverpool, including the North of Flintshire. 319 p., 22 pl., 1897.

Macht eine neue Art von *Equisetites* aus dem Keuper bekannt. (Nach Zeiller, R. p. 52.)

*†117. **Murray, G.** and **Blackman, V. H.** On the nature of Coccospheres and Rhabdospheres. (Phil. Trans. Roy. Soc., CXC, ser. B., p. 427—441, pl. 15, 16, 1898.)

Die fossilen zu Coccolithen und Rhabdolithen gestellten Gebilde haben meist keinerlei Beziehung zu den lebenden C. und R.; eine gewisse Zahl C. und R. aus der Kreide und dem Tertiär indessen gehören tatsächlich zu diesen beiden Algengattungen. (Nach Zeiller, R. p. 12.)

†118. **Nathorst, A. G.** Forntida kärlkryptogamer och gymnospermer. (Föredrag i botanik på Vetenskaps-Akademiens högtidsday [den 31. März 1902], Stockholm, 1902, 20 Seiten.)

119. **Nathorst, A. G.** Zur fossilen Flora der Polarländer. I. Teil. Dritte Lieferung. Zur oberdevonischen Flora der Bäreninsel. (Kongl. Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar, Bandet 36, No. 3, Stockholm, 1902, 60 S. u. 14 zum Teil Doppeltafeln.)

Teils vom Verfasser selbst, teils von Dr. J G. Andersson wurde an der nordöstlichen Küste von der Bäreninsel das Material vorliegender Abhandlung gesammelt. Die Ablagerungen „Ursaschichten", in welchen die Pflanzenreste gefunden worden sind, ruhen diskordant auf aufgerichteten und abradierten Silurschichten, die in ihren tiefen Lagern Versteinerungen, zu dem Untersilur gehörend, *(Tetradium)* hegen. Sie müssen also, wie auch Befunde von Fischschuppen in dem Ursasandstein zeigen, oberdevonischen Alters sein. Die sechs Fundstätten der Pflanzenreste müssen ungleichen Alters sein, da die Schichten eine schwache Neigung gegen Norden haben. Die südlichsten Lokalitäten (bei A und B der Karte) sind also die jüngsten und jünger als die Kohlenflöze, welche von Lerner 1899 bearbeitet wurden. Sie haben auch mit diesen und noch nördlicheren Fundorten keine einzige Art gemeinsam und ihre Schichten werden als die *(Archaeopteris) fimbriata*-Schichten, die nördlicheren dementsprechend als die (*A.*) *Roemeriana* und die *(Bothrodendron) kiltorskense* Schichten bezeichnet. Die letzten sind entschieden mit dem Oberdevon in Irland, in Belgien und am Rhein gleichzeitig, das Alter der erstgenannten ist zweifelhafter, allerdings zeigt ihre Flora keine Annäherung an die mitteldevonische Flora von Böhmen, und *Archaeopteris fimbriata* steht der *A. fissilis* des Donetzbecken (Oberdevon) wenigstens sehr nahe. Von den beschriebenen Arten verdient *Sphenopteridium Keilhaui* besonders erwähnt zu werden, ebenso die neue sonderbare Gattung *Cephalotheca* (Marattiacee), die an der Basis der Fieder grosse kopf- oder kugelförmige Sporangiensammlungen trägt. Als neue Gattungen werden folgende beschrieben: *Pteridorachis, Cephalotheca, Codonophyton*. Als neue Spezies werden folgende aufgestellt: *Rhizomopteris Nordenskiöldi, Pteridorachis* f. *striata*, f. *lignora*, f. *punctata*, f. *punctalata*, f. *paleacea, Sphenopteridium Keilhaui, Cephalotheca mirabilis, affinis, ? major, Archaeopteris intermedia, Roemeriana* Göppert sp. erweitert; *Sphenophyllum*

Digitized by Google

subtenerrimum, *Macrostachya Heeri*, *Bothrodendron (Cyclostigma) brevifolium*, *Anarthrocanna Göpperti*, *Codonophyton epiphyticum*. Bohlin.

120. **Nathorst, A. G.** Beiträge zur Kenntnis einiger mesozoischer Cycadophyten. (Kongl. Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar, Bandet 36, No. 4, Stockholm, 1902, 28 Seiten, 1 Textfigur u. 8 Tafeln.)

Das Material vorliegender Untersuchung befindet sich in der paläobotanischen Abteilung des Naturhistorischen Reichsmuseums zu Stockholm, und stammte mit Ausnahme für *Beania* aus den rhätischen Ablagerungen von Schonen. Als Cycadophyten fasst der Verf. die Cycadeen und alle anderen Pflanzen, die sich denselben am meisten anschliessen, zusammen, also teils *Cycadales* (Cycadeen im eigentlichen Sinne), teils *Bennettitales*, teils andere noch zu bestimmende Klassen. Neue Gattung: *Cycadocephalus*, zu den Cycadales gehörend, mit *Williamsonia gigas* vergleichbar. *Antherangiopsis*, zu den Cycadophyten incertae sedis gehörend. Folgende neue Spezies sind aufgestellt worden: *Androstrobus Scottii*, *Cycadocephalus Lewardi*, *Stenorrhacis Solmsi*, *Antherangiopsis rediviva*, *Beania Carruthersi*. Von der ersten Art wird eine männliche Blüte beschrieben. Die stachelige Oberfläche der Pollensäcke scheint anzudeuten, dass sie selbst (ungeöffnet) auf die weibliche Blüte gebracht werden. Von *Cycadospadix integer* wird ein weibliches Fruchtblatt von demselben Bau wie bei *Cycas* beschrieben. *Cycadocarpidium Erdmanni* ist zweifellos zu den Zamien oder vielleicht einem Zwischentypus zwischen *Cycadeae* und *Zamieae* zu rechnen; also haben echte *Cycadales* wahrscheinlich schon gegen das Ende der Triaszeit oder zu Beginn der Jurazeit existiert. Ein überaus grosses Interesse knüpft sich an *Williamsonia angustifolia*. Die weibliche Blüte stimmt mit derjenigen von *Bennettites* überein. Die Zusammengehörigkeit von Stengel und Blättern mit der Blüte konnte ermittelt werden. Der Stengel ist von neuem Typus, wiederholt gegabelt. Die Blätter von *Anomozamites* haben sich als zu *Williamsonia* gehörig erwiesen.

Für *Dioonites spectabilis* wurde gezeigt, dass die Pollensäcke an den Wänden hohler, eiförmiger Körper ihren Platz haben (*Antherangium*), was den Verf. zur Aufstellung einer neuen Klasse — *Dioonitales* — veranlasst hat. Falls die vom Verf. beschriebene *Beania Carruthersi* wirklich die männliche Blüte darstellt, ist mit derselben noch ein bisher unbekannter Typus zum Vorschein gekommen. Bohlin.

†121. **Newton, E. T.** Sub-fossil Yewwood. (Geol. Magazin [Decade 4], IX, 1902, p. 48.)

Fordert auf, auf subfossile Vorkommen der Eibe zu achten. (G. C., 1903, p. 127.)

*122. **Newton, E. T.** and **Teall, J. J. H.** Additional notes on rocks and fossils from Franz Joseph Land. (Quart. Journ. Geol. Soc., LIV, 1898, p. 646—652.)

Auf Seite 648 auch von Pflanzenresten die Rede, die aus Oxfordschichten stammen. Es kommen Koniferennadeln, Farnblätter ähnlich *Thyrsopteris* und ein *Ginkgo*-Blatt (ähnlich *G. polaris* Nath.) vor; letzteres ist abgebildet. W. G.

†128. **Newton, Bullen, R.** and **Holland, Richard.** On some fossils from the islands of Formosa and Riu-Kiu (= Loo choo). (Journ. Coll. sc. imper. Univ. Tokyo, 1902, vol. 17, No. 6, 28 pp., 4 pl.)

†124. **Niven, Walter N.** On the distribution of certain forest trees in Scotland, as shown by the investigation of Post-Glacial Deposits. (Scot. geogr. Mag. Edinburgh [Jan. 1902], p. 24—29, map.)

Digitized by Google

125. **Oliver, F. W.** On a vascular sporangium from the stephanian of Grand'Croix. (The New Phytologist, March 19th, 1902, p. 60—67, with Plate I.)

Unter den zahlreichen Samen aus dem Stephanien von Grand'Croix fand Verf. ein Sporangium, das ohne Zusammenhang mit vegetativen Organen war. Im Querschnitt zeigt es eine ungleich stark ausgebildete Wandung, die als der Annulus einer Farnsporangiums anzusehen ist. Im Innern findet sich eine Masse mehr oder weniger zerstörter Sporen. Zwischen dieser Sporenmasse und der Wandung des Sporangiums sind 5 Gruppen dünnwandiger, deutlich getüpfelter Tracheen zu beobachten. Nach einem Vergleich mit *Zygopteris. Botryopteris dubius* und *forensis*, sowie mit *Marattiaceae* kommt Verf. zu dem Schluss, dass das vorliegende Fossil jedenfalls ein Sporangium von *Botryopteris forensis*, also eines Farn, ist. Demnach liegt hier ein Farnsporangium mit einem Gefässsystem vor, wie es in ähnlicher Weise bis jetzt nur in den paläozoischen Gymnospermensamen bekannt ist. Für die Abstammung der Gymnospermen von den Farnen ist dieses Fossil daher wohl nicht ohne Bedeutung.

Oscar Hörich.

126. **Oliver, F. W.** On some points of apparent resemblance in certain fossil and recent gymnospermous seeds. (The New Phytologist, July, 1902, p. 145—154 und Fig. 4—6.)

Verf. bespricht zuerst den Bau der beiden fossilen Samen *Lagenostoma* und *Pachytesta* und findet zwischen diesen eine bemerkenswerte Ähnlichkeit. Ersterer hat zwei Integumente, die am Scheitelende des Samens neun, durch radial gestellte Wände von einander getrennte Kammern bilden. Letzterer besitzt ebenfalls zwei Integumente, zeigt aber die in dem vorigen Samen ausgebildeten Kammern nur angedeutet durch von dem äusseren Integument in das innere vorspringende Sklerenchymplatten. Beide Samen haben auf der inneren Seite des inneren Integumentes longitudinal verlaufende Furchen, denen auf der Oberfläche des Nucellus Leisten entsprechen. Die rezenten Samen von *Torreya* zeigen mit diesen fossilen Samen insofern eine Ahnlichkeit, als sie — abgesehen von dem bei *Torreya* noch hinzukommenden Arillus — auch zwei Integumente besitzen, von denen das Innere auf der Innenseite zahlreiche Furchen hat, in die Hervorragungen auf der Nucellus-Oberfläche hineinragen. Ob diese zahlreichen Faltungen der Nucellus-Oberfläche, resp. des inneren Integumentes aufzufassen sind als atavistische Erscheinungen oder als ein Fortschritt gegenüber dem Bau in den fossilen Samen oder vielleicht als eine zufällige Ausbildung, ist bei der geringen Kenntnis der Entwickelung der fossilen Samen noch nicht zu entscheiden.

Oscar Hörich.

127. **Pampaloni, L.** Sopra alcuni tronchi silizzikati dell'Eocene superiore dell'impruneta (Provincia di Firenze). Boll. della società geol. ital., vol. XXI, 1902, Fasc. I, p. 25—30, t. I.)

Die Hölzer, um die es sich in der vorliegenden Untersuchung handelt, und über deren geologische und geographische Herkunft des Titel genügende Auskunft gibt, sind zum Teil gymnosperme, z. T. dikotyle. Erstere werden von P. als ident mit *Cupressoxylon peucinum* Göpp.*) bestimmt, letztere weist er einer Betulacee (*Alnus* sp. ind.) zu. W. G.

*) Die Nomenklatur ist unrichtig; Göppert sagt: *Cupressinoxylon p.*; der Name *Cupressoxylon* stammt von Kraus.

Digitized by Google

128. **Pampaloni, L.** Sopra alcuni tronchi silizzicati di Oochiri in Sardegna. (Bollett. del Societa Geologica Italiana, vol. XXI, Fasc. III, p. 577—580, 8 Fig., Firenze, 1902.)

Die beschriebenen Miozänhölzer gehören zu Koniferen. Jahresringe deutlich ausgebildet, Harzgänge fehlen. Die grossen, runden Hoftüpfel sind stets einreihig; einige Zellen zeigen sehr schöne Spiralstreifung. Die Markstrahlen weisen 1—2 schiefgestellte, elliptische Poren pro Kreuzungsfeld von Hydroïde und Markstrahlzelle auf; sie sind stets einreihig, 4—12-stöckig. Auf den Tangentialwänden der Holzzellen zerstreut finden sich kleinere Hoftüpfel. Hiernach gehört das Holz zu *Cedroxylon* Kr. P. meint weiter, dass die Grösse der Zellen und ihre Form (?) das Holz *Larix* nahe stelle; er glaubt es jedoch mit keinem der bislang beschriebenen vereinigen zu können und nennt es: *C. laricinum*. (Bereits vor ca. 20 Jahren hat Kraus die Zellgrösse als Charakteristikum für *Larix* abgelehnt; hier kommt derselben gar kein diagnostischer Wert zu, da das Holz — was P. gar nicht erwähnt — nach der Abbildung ohne Zweifel Wurzelholzbau hat. Überhaupt kann zum Vergleich mit den obigen Hölzern *Larix* nicht herangezogen werden. *Larix* ist ein ausgesprochenes *Pityoxylon*. — G.) Walter Gothan.

129a. **Pampaloni, L.** Microflora e Microfauna nel disodile di Melilli in Sicilia. (Nota preventiva.) (Rend. Acc. Linc., Rom, 1902, p. 248—258.)

129b. **Pampaloni, L.** I resti organici nel disodile di Melilli in Sicilia. Parte prima: Microflora. (Palaeontographia italica. Memorie di paleontologia, vol. VIII, Pisa, 1902, p. 121—128 u. Taf. X, u. XI, Fig. 1 u. 2.)

In der vorliegenden Mitteilung 1 reicht die Betrachtung der Rest pflanzlicher Natur bis p. 252 und der Abh. 2 bis p. 128. — Das besprochene Dysodil ist mittel-miozänen Alters. P. beschreibt daraus Gebilde, die er für Pilze erklärt, es sind die „Gattungen“ *Peronosporites, Phythites, Uncinulites, Erysiphites, Perisporites, Chaetomites, Melanosporites, Microthyrites, Monilites.*

180. **Passarge, Siegfried.** Die Kalkschlammablagerungen in den Seen von Lychen, Uckermark. (Jahrb. d. Kgl. Preuss. Geolog. Landesanstalt und Bergakademie für 1901, Bd. XXII, Heft 1, Berlin, 1902, p. 79—152 u. Taf. V.)

Von August bis Oktober 1900 untersuchte P. die Seen der Umgebung von Lychen, bezüglich ihrer Schlammablagerungen. Seine Absicht war es, die Entstehung des kalkreichen Schlamms, der „Seekreide“, festzustellen, um ein Vergleichsmaterial für die Bildung des Kalaharikalks zu erhalten, der auf weite Strecken hin die Steppensande der Kalahari unterlagert und sich heute noch in den Okavangosümpfen bildet. Derselbe ähnelt in vielem der „Seekreide“. Bezüglich der Entstehung derselben waren die Ansichten geteilt. Die einen hielten sie für ein rein chemisches Produkt, andere dagegen für eine Abscheidung durch Pflanzen. Die Lychener Seen zerfallen nach Bodenform, Verteilung der Vegetation und der Sedimente in zwei Typen, dem Typus Oberpfuhl und Zens. Die Seen vom Typus Oberpfuhl sind flach, höchstens 7 m tief und haben einen allmählich abfallenden Boden. Derselbe ist mit einer geschlossenen Pflanzendecke versehen. Die Seen vom Typus Zens haben steil abfallende Ufer, sind bis 32 m tief und haben nur innerhalb 7—8 m Tiefe einen Pflanzenrasen. Über 8 m hinaus hören höhere Pflanzen auf. Der Pflanzenrasen zerfällt in drei Typen: 1. den reinen Chararasen, 2. den gemischten Rasen aus *Chara, Elodea, Potamogeton, Ceratophyllum, Myriophyllum, Stratiotes* und 3. den *Vaucheria*-Rasen. Die Schlammarten zerfallen, den verschiedenen Pflanzenrasen entsprechend: 1. in den *Chara*-Schlamm, 2. den gemischten

Digitized by Google

Schlamm, 3. den *Vaucheria*-Schlamm und 4. den Tiefenschlamm, letzterer in Tiefen über 8 m. Die wichtigsten Kalk abscheidenden Pflanzen sind die meisten kleinen Algen nebst *Chara*, *Stratiotes*, *Myriophyllum*, *Ceratophyllum* und *Elodea canadensis*. Absterbende Zweige derselben sind dick mit Kalk inkrustiert. Und zwar enthält *Chara* in lufttrockenem Zustand im Durchschnitt 70 %, die drei folgenden 60 %, *Elodea* 50 % kohlensauren Kalk. Der Kalkgehalt der Schlammarten entspricht dem der Pflanzen. Charaschlamm hat 70—80 %, gemischter Schlamm 50—60 % kohlensauren Kalk. *Vaucheria* scheidet keinen Kalk ab. Ihr Schlamm enthält daher nur wechselnde Mengen Kalk, der an Conchylienschalen gebunden ist. Der Tiefenschlamm ist ein Produkt von zusammengeschwemmtem Detritus von Tieren und Pflanzen, Fischkot und Planktontieren. Daher hat er auch sehr wechselnde Kalkmengen (16—50 %). Der kohlensaure Kalk erleidet während der Zersetzung der organischen Körper Veränderungen, indem er von den Humussäuren in Kalkhumat umgewandelt wird. Die Menge der Kalkhumate beträgt bis zu 15 % des vorhandenen Kalks. Im Laufe der Zeit werden die Kalkhumate aber wieder in Karbonat verwandelt. Von Interesse ist es, die Veränderungen zu beobachten, die der Schlamm mit dem Alter erleidet. Die organischen Substanzen verschwinden bis auf wenige Prozente (1—8 %), die Karbonate wachsen auf 90 % an, während Eisen und Kieselsäure stark abnehmen. Drei Faktoren bewirken eine andauernde Zerstörung der organischen Substanz. Einmal befördern alle Karbonate der Alkalien und alkalischen Erden die Oxydation der organischen Körper — deshalb düngt man bekanntlich die Böden mit Kalk. Ferner fehlt dem Schlamm die Tonerde, die sonst die organische Substanz schützend umhüllt. Drittens aber besteht in den Seen ein kontinuierlicher, langsamer Wasserabfluss. Deshalb können beständig neue Wasserteile und Gase in den Schlamm eindringen und auch in der Tiefe die Oxydation der organischen Körper veranlassen. So ist denn die Möglichkeit gegeben, dass sich aus einem schwarzgrünen übelriechenden Modder ein weisser Kalk bildet. Vielleicht sind viele der alten Kalksteine auf solche Weise entstanden. Der *Vaucheria*- und Tiefenschlamm enthält Eisen und Kieselsäure in erheblicher Menge. Bei völliger Zersetzung der organischen Substanz müssen theoretisch sich eisenschüssige Kieselgesteine mit Conchylienschalen bilden können. Seekreide entsteht in denjenigen Seen Mecklenburgs und Brandenburgs, in denen bei einem gewissen Kalkgehalt eine allmähliche Zu- und Abfuhr des Wassers stattfindet. Dann wird der Gehalt an Kalk und Gasen beständig ersetzt, dann können die Pflanzen kontinuierlich Kalk abscheiden und im Schlamm die organischen Körper oxydiert werden. — (Vergl. auch Wesenberg im vorlieg. B. J. No. 208).

131. **Pax, F.** Fund prähistorischer Pflanzen aus Schlesien. (Zool.-bot. Sektion vom 16. Januar 1902 d.schles. Vereins f. vaterl. Kultur, Breslau, 4 S.)

Stellt einen weiteren Fall des prähistorischen Vorkommens von *Secale cereale* fest.

182. **Penhallow, D. P.** *Osmundites skidegatensis* n. sp. (Proceed. and Transact. of the Royal Soc. of Canada, II. ser., vol. VIII, Sect. IV, p. 1—80, t. I—VI, gr. 8°, Ottawa, Toronto, London, 1902.)

Osmundaceen-artige, in Kalk versteinte Stammreste. Sie bestehen aus einem zentralen Mark, einem aus 26 Bündeln zusammengesetzten Xylemteil. Es folgen dann die Gewebeschichten wie im gewöhnlichen *Osmunda*-Rhizom; das Rindensklerenchym ist stark humifiziert, indes ist die charakteristische C-Form der Leitbündel der darin eingeschlossenen Blattspuren gut zu erkennen.

Digitized by Google

An vielen Stellen will P. fossile Stärke und „Nuklei" gesehen haben (!) (nach den Abbildungen scheint es sich um Inkohlungssubstanz zu handeln — G.). Mit den Stämmchen bringt P. sehr mangelhaft erhaltene Blattreste in Verbindung, deren Zugehörigkeit indes nicht erwiesen ist. Zum Vergleich mit den fossilen Resten beschreibt P. die Anatomie von *Osmunda* und *Todea barbara*; von letzterer behauptet er fälschlich das Fehlen einer Endodermis. (Vgl. diesen Jahresbericht sub No. 188.) W. G.

188. **Penhallow, D. P.** Notes on Cretaceous and Tertiary plants of Canada. (Proc. and Transact. of the Royal Soc. of Canada, II. ser., vol. VIII, sect. IV, p. 91—92, t. VII—XVI, gr. 8°, Ottawa, Toronto, London, 1902.)

Es werden beschrieben: a) von den Königin Charlotte-Inseln (= K.) und Vancouver (= V.) *Osmundites skidegatensis* Penh. (siehe vorliegenden Jahresb. No. 182), K., unt. Kreide; *Ctenopteris Columbiensis* n. sp. V., ob. Kreide; *Neuropteris heterophylla* Brongn., K., unt. Kreide; *Taeniopteris plumosa* Dawson, K. und V., unt. Kreide; *T. crovillensis* Font., V., ob. Kreide; *Sagenopteris Nilsoniana* Brongn.) Ward, K., unt. Kr.; *S. oblongifolia* n. sp., K., unt. Kr.; *S. elliptica* Font., K., unt. Kr.; *Cycadites* sp.: *Zamites crassinervis* Font., K. u. V., unt. Kr.; *Z. tenuinervis* Font., K., unt. Kr.; *Nilsonia polymorpha cretacea* (Schimp.) New Comb, K., unt. Kr.; *Ginkgo pusilla* Dn., V. u. K., ob. Kr. (Holzrest, von P. zu Dawsons Blattspezies gezogen; Zusammengehörigkeit indes nicht erwiesen); *Sequoia Langsdorfii* (Brongn.) Heer*, V. u. K., Kreide (Holzrest; es gilt das bei voriger Species Gesagte); *Quercus Holmesii* Lesq., V., ob. Kr.; *Laurophyllum insigne* Dn., V., ob. Kr., *Cinnamomum sezannense* Watlet, ibid. b) Vom Red Dur River, Tertiär: *Sphenopteris Guyottii* Lesq., *S. Blomstrandi* Heer; *Lastrea Fischeri* Heer; *Equisetum arcticum* Heer; *Sequoia Couttsiae* Heer; *S. Nordenskiöldii* Heer; *Taxodium distichum miocenum* H.*; *Glyptostrobus europaeus* H.*; *Typha* sp.; *Majanthemophyllum grandifolium* n. sp.; *Clintonia oblongifolia* n. sp.; *Populus Ungeri* Lesq.; *P. obtrita* Dn., *P. daphnogenoïdes* Ward.; *P. Richardsonii* Heer: *Quercus Ellisiana* Lesq.; *Corylus americanafossilis* Newb.; *C. macquarrii* Forbes; *Alnites grandifolia* Newb.; *Carya antiquorum* Newb., *Juglans Leconteana* Lesq., *occidentalis* Newb., *laurifolia* Kn., *acuminata* A. Br.: *Viburnum ovatum* n. sp., *Cornus rhamnifolia* O. Web.: *Cercis parvifolia* Lesq., *Phyllites carneosus* Newb. c) Vom Horsefly River: die oben mit * bezeichneten Koniferen; *Pseudotsuga miocena* n. sp. (Holzrest, Bestimmung unzureichend); *Pinus trunculus* Dn., *Castanea castanaefolia* (Ung.) Kn., *Alnus curta* Dn.; *Betula Stevensoni* Lesq., *Planera longifolia* Lesq., *Aralia notata* Lesq.: *Acer dubium* n. sp.; *Nelumbium pygmaeum* Dn. W. G.

*184. **Peola, P.** Aggiunte alla flora fossile dei gessi d. Ancona. (Riv. Ital. di palaeont., IV, p. 80—82, 1898.)

P. revidiert die Flora der Gipse von Ancona, aus denen er 58 Arten angibt, sehr ähnlich denen von Senigaglia und zum obersten Miozän gehörig.

*135. **Peola, P.** Florula des Fossaniano di Sommariva-Perno in Piemonte. (Riv. Ital. di palaeont., IV, p. 122—126, 1898.)

P. gibt aus dem Toscaniano 1 *Equisetum*, 1 *Carpinus*, 1 *Fagus*, *Ulmus*, 2 *Cinnamomum*, 1 *Eucalyptus* und 1 *Diospyros* an, sämtlich Blattreste. Die Flora von Sommariva ist ähnlich der von Bra und Pocapaglia (pliozän mit miozänen Typen). Abbildungen nicht gegeben. W. G.

*) Es werden von den Blattresten (nicht einmal allen neuen Spezies!) keine Abbildungen gegeben, die Mikrophotographien der Hölzer sind wertlos. — G.

Digitized by Google

*136. **Peola, P.** Flora dell' Elveziana torinese. (l. c., V, p. 80—40, 1899.)

Es werden 49 Spezies angegeben (9 Koniferen, meist *Pinus*, eine *Sequoia;* 1 Monokotyled., die übrigen Dikotyledonen, bis auf einen *Alnus*-Zapfen Blattreste), von denen *P.* 18% als auf Eozän, 80% als auf Oligozän, 89% als auf Miozän, 44% als auf Pliozän hinweisend bezeichnet. Vorherrschend sind die miozänen Typen. Neu ist *Pinus Rovasendai* P. Abbildungen werden nicht gegeben. W. G.

*187. **Peola, P.** Flora del Langhiano torinese. (l. c., V, p. 95—108, 8 Figuren, 1899.)

Es werden aus dem Langhiano ausgegeben: 1 *Cystoseira;* 10 Koniferen (worunter *Taxodium*, *Sequoia*, *Callitris*); 1 *Ephedra;* 7 Monokotyledonen; die übrigen Dikotyledonen. Neu: *Fagus Sismondae* P. (Abb.), *Paliurus taurinensis* P. (Abb.): P. betrachtet die Flora als miozän, da 92% der Arten miozän sind. W. G.

*188. **Peola, P.** Florula messiniana di Monte Castello d'Alessandria. (Bull. soc. geol. Ital., XVIII, p. 44—51, 1899.)

Es werden (ohne Abbild.) 20 „Spezies" angegeben; 8 Koniferen, 2 Monokotylen, 10 Dikotylen; der Horizont ist Obermiozän. W. G.

*189. **Peola, P.** Flora messiniana di Guarene e dintorni. (l. c., XVIII, p. 225—255.)

Es werden nicht weniger als 107 „Spezies" angegeben: 1 Pilz, 1 *Equisetum*, 1 *Goniopteris*, 18 Gymnospermen (1 *Ephedra*), 8 Monokotyledonen, sonst Dikotyledonen. P. betrachtet die Flora als Mischflora obermiozäner und pliozäner Typen. Es handelt sich, wie gewöhnlich, um Blattreste. W. G.

Peruzzi s. Ristori.

140. **Petraschek, W.** Das Vorkommen von Kohle in Diabas von Radotin. (Verh. geol. Reichsanstalt, Wien, 1902, p. 55—57.)

Südwestlich von Prag tritt im Radotiner Tal eine Diabasdecke in untersilurischem Graptolithenschiefer auf, die anthrazitische Kohle enthält. Mit Eichleiter nimmt P. an, dass die Bildung der Kohle unter Mitwirkung wässeriger Lösungen entstanden ist, die „die bitumen- und fossilreichen Schiefer und Kalke des Obersilur", das die Diabasdecke überlagert, passiert haben.

141. **Poole, H. S.** On a polished section of Stigmaria, showing an axial cellular structure. (Proc. a. Trans. Nova Scotian Institute Science, vol. X, pt. 8, p. 845—847, 2 plates, 1902.)

Vgl. B. J. für 1901. p. 452, No. 149.

142. **Potonié, H.** Die Art der Untersuchung von Karbon-Bohrkernen auf Pflanzenreste. Nach einem Vortrag, gehalten in der Plenarsitzung der Geologen der Kgl. Preussischen Geologischen Landesanstalt vom 5. Dezember 1901. (Naturwissenschaftliche Wochenschrift, Jena, d. 9. März 1902, Bd. XVII [N. F., Bd. I], No. 23, p. 265—270.)

Karbon-Bohrkerne sollten an Ort und Stelle nur von einem geschulten Paläobotaniker untersucht werden oder ein solcher sollte wenigstens dabei sein, da die Kenntnis der Formen nötig ist, ihrer Erhaltungszustände usw. Ganz verschiedene Arten können gleiche Erhaltungzustände aufweisen. Listen, die die Erhaltungszustände in gleicher Weise berücksichtigen wie Arten, um Ähnlichkeiten oder Unterschiede zweier Floren hervorzuheben, sollten radikal ausgemerzt werden. Oft kommt es vor, dass die Leitformen, wenn man sie nicht genau kennt oder nicht aufmerksam beobachtet, mit unwichtigen Typen verwechselt werden. Es ist deshalb nicht angängig, sich allein die Kenntnis der

Digitized by Google

leitenden Formen anzueignen, da diese nur dann richtig zu erkennen sind, wenn man gegen Verwechselungen geschützt ist, und das ist eben nur möglich, wenn man einen Gesamtüberblick über die fossilen Formen besitzt. Nicht nur das Vorkommen bestimmter Typen ist zu verfolgen, sondern auch ihre relative Häufigkeit, ihr Auftreten und Wiederverschwinden, denn es gehen Fossilien, die für einen Horizont b besonders leitend sind, auch in einzelnen Exemplaren in den Horizont c hinüber und sie kommen auch vorher schon in dem Horizont a, ihre reichliche Entwickelung in b vorbereitend, vor. Einzelne aus einem Bohrkerne herausgeschlagene Stücke können als Grundlage für eine Horizontierung von vornherein keine Sicherheit bieten. Es ist besonders hervorzuheben, dass es immer nur einzelne Arten sind, die neu auftreten resp. verschwinden, so dass die Gesamtphysiognomik der unmittelbar nacheinander auftretenden Floren dieselbe bleibt und Florenunterschiede um so auffälliger wirken, je mittelbarer sie miteinander verknüpft sind. Das Feststellen der Grenzen des Vorkommens einzelner Arten in einem Bohrkern ist von ganz hervorragender Bedeutung, weil bei dem weiten, durch eine ganze Anzahl von Horizonten hindurch festzustellenden Vorkommen der meisten Arten die Kenntnisnahme ihres Auftretens allein in einer bestimmten Teufe nur wenig ergibt. Je mehr Arten vorliegen, umso sicherer lässt sich ein Horizont festlegen und umso besser lässt sich ein bestimmter kleinerer Schichtenkomplex hinsichtlich seines relativen Alters einengen. Eine Schwierigkeit besteht darin, dass man durchaus nicht erwarten darf, in einem bestimmten Horizont in einem Kern — auch wenn sonst viele Reste vorhanden sind, nun auch unter allen Umständen das oder die dem Horizont eigentümlichsten Leitfossilien zu finden. Vielmehr trat wie heute, so auch zur Steinkohlenzeit, die Vegetation in bestimmten Pflanzengemeinschaften auf. Es ist nicht möglich, einzelne Flötze auf Grund der Pflanzenreste zu identifizieren: nur ganze Schichtenkomplexe lassen sich floristisch parallelisieren. Nimmt man die Funde in einem Bohrkern nach den angegebenen Prinzipien auf, so erhält man ein Bild, das möglich macht, die floristisch übereinstimmenden Horizonte mehrerer in gleicher Weise untersuchter Bohrungen direkt miteinander zu vergleichen und Winke für das Vorhandensein von Schichtenverjüngungen oder Mächtigkeitszunahmen derselben zu geben.

Lassen sich auch in gleicher Weise paläobotanisch untersuchte Bohrkerne eines und desselben Karbonreviers ohne weiteres miteinander vergleichen, gewissermassen wie verschiedene Massstäbe aneinanderlegen und die durchteuften Schichten auf Grund floristischer Ähnlichkeiten miteinander parallelisieren, so ist eine Inbeziehungsetzung der engeren Horizonte in Bohrkernen aus verschiedenen Revieren nicht ohne weiteres zulässig. Die Leitformen sind also für die einzelnen Reviere für sich festzustellen. Lassen sich daher auch auf Grund des Vorhandenseins einzelner Leitfossilien des einen Revieres auch in einem anderen Revier die Horizonte mit diesen Fossilien in den beiden Revieren nicht ohne weiteres ihrer zeitlichen Entstehung nach gleichsetzen, so ist es dennoch möglich, die grösseren Schichtenkomplexe verschiedener Reviere zu parallelisieren, was aber eine weit eingehendere Untersuchung erfordert, als gemeinhin geleistet wird. Hierzu bedarf es nämlich der Kenntnis der Gesamtfloren dieser Horizonte, die freilich in ihrem allgemeinen Charakter derart übereinstimmen können, dass ein Zweifel an der Gleichzeitigkeit ihres Lebens kaum möglich ist.

Gewisse Erscheinungen sind flötzdeutend, andere sprechen gegen das

Digitized by Google

Vorhandensein von Kohlenlagern. Wo sich durchgängig fossiler Häcksel findet, ist wenig Aussicht vorhanden, im Hangenden und Liegenden des Gesteins, das ihn führt, Kohlenflötze zu finden. Ferner ist auf die autochthonen Stigmarien (Stigmarien in situ) zu achten, da im Hangenden derselben gewöhnlich Kohlenlager vorhanden sind, wenn auch natürlich nicht immer. Denn aus allen Wäldern werden nicht Moore. Immerhin gibt das Vorhandensein autochthoner Stigmarien allein einen Wink dafür, dass die Bedingungen, die ja lange Zeiträume hindurch die gleichen geblieben sind, zur Entstehung eines Moores vorhanden waren, und es ist dann ratsam, eine vorliegende Frage, ob im Interesse der Auffindung von Kohle weitergebohrt werden soll, zu bejahen. Wo es zu der Entstehung eines Moores nicht gekommen ist, haben ja nur die herzudringenden Sedimente die Ausbildung der Wälder zu Mooren verhindert und man muss dann natürlich mit der Möglichkeit rechnen, dass zeitweilig die Sedimentierung ganz oder so weit nachgelassen hat, dass einer ruhigen und stetigen Entwickelung der Vegetation zu einem Moore nichts im Wege stand. Im Gegensatz zu den positiv aussagenden autochthonen Stigmarien spricht nun naturgemäss das gänzliche Fehlen derselben, wobei aber natürlich allochthone Stigmariareste — meist blosse epidermale Fetzen der Stigmariahauptkörper mit einzelnen Narben — vorhanden sein können, gegen das Vorhandensein von Flötzen.

Die aufgestellten Leitsätze werden durch Beispiele erläutert.

148. **Potonié, H.** Fossile Pflanzen aus Deutsch- und Portugiesisch-Ost-Afrika (in Bornhardt: Zur Oberflächengestaltung und Geologie Deutsch-Ost-Afrikas, Berlin, 1900, 19 Seiten u. 29 Fig.)

Ist die ausführliche Abhandlung zu den im B. J. 1899/1900, p. 214—215 unter No. 187 und 188 besprochenen vorläufigen Mitteilungen.

144. **Potonié, H.** Fossile Hölzer aus der oberen Kreide Deutsch-Ost-Afrikas. (In „Die Reisen des Bergassessors Dr. Dantz in Deutsch-Ostafrika in den Jahren 1898, 1899, 1900" in den Mitteilungen aus den deutschen Schutzgebieten, Bd. XV, Heft 4, Berlin, 1902, p. 227—229 u. Doppeltafel [2] m. 8 Fig. in Lichtdruck.)

Es handelt sich um Hölzer von *Araucaria*-Struktur, die wahrscheinlich aus der oberen Kreide (Makonde-Schichten Bornhardts) stammen. Jahresringe fehlen (während die Kreidehölzer aus unseren Breiten fast stets solche aufweisen). Die Struktur stimmt völlig mit den lebenden Araucariten überein (1—2 Hoftüpfelreihen, ziemlich niedrige, einreihige Markstrahlen, mehrere [bis 5, 6] Markstrahltüpfel pro Holzzelle); die Felixsche Zweiteilung der Araucariten in *Dadoxylon* (paläozoische Formen) und *Araucarioxylon* (meso- und känozoisch) wird als undurchführbar bezeichnet und das Holz als *Dadoxylon* bestimmt mit vorläufigem Speziesnamen (*Dadoxylon Dantzii* Pot.). W. G.

145. **Potonié, H.** Erwiderung auf Prof. Westermaiers Besprechung meiner Rede über „Die von den fossilen Pflanzen gebotenen Daten für die Annahme einer allmählichen Entwickelung vom Einfacheren zum Verwickelteren". (Neues Jahrb. f. Mineralogie etc., Jahrg. 1902, Bd. II, p. 97—111, Stuttgart, 1902.)

Wird hinten bei Westermaier unter No. 204a, b, c besprochen.

*†146. **Raeymaekers.** Note sur un gisement botanique d'âge landénien supérieur à l'est de Tirlemont. (Ann. Soc. Géol. Belg., XXVI, Bull. p. CXLIX bis CLX, 1899.)

Gibt *Laurus*-Blätter an. (Nach Zeiller, R. p. 72.)

Digitized by Google

†147. **Reid, Clement.** East Norfolk Geology; Wells at Mundesley, North Walsham and Metton Norwich, Ivans Norf. and Norwich. (Nat. Soc., 7 Part., 1902, p. 290—298.)

Reid s. Scott.

*†148. **Renault, B.** Houille et Bactériacées. (Bull. Soc. hist. nat. Autun, IX, p. 475—500, pl. XIII, 1897.)

*†149. **Renault, B.** Note sur les tourbes. (Bull. Mus. hist. nat. Paris, 1899, p. 50—57, 6 fig.)

150. **Renault, B.** Sur une Parkériée fossile. (Comptes rendus de l'académie des sciences, Tome CXXXIV, No. 10, Paris, März 1902, 8 Seiten u. 7 Figuren.)

Beschreibt näher die früher (B. J. für 1901, p. 458, No. 168) erwähnten Sporangien aus dem Quarz von Grand-Croix bei St. Étienne; er nennt sie *Parkerioïdea stephanensis*. Sie sitzen auf der Unterseite von Fiederchenfetzen mit umgeschlagenem Rande und sind eibirnförmig, 0,45 mm lang und 0,35 mm breit, nicht miteinander verwachsen, mit einem fast vollständigen, längs verlaufenden Annulus versehen, die eingeschlossenen zahlreichen Sporen sind mehr oder minder tetraëdrisch. Sie sind verschieden: die einen mit glattem Exospor und dreistrahligem Stern („fentes de déhiscence des macrospores"), die andern mit netzig verbundenen feinen Leisten bedeckt. Die letzteren bezeichnet R. als Mikrosporen; er glaubt, dass es sich um eine heterospore Parkeriacee handelt.

151. **Renault, B.** Sur quelques pollen fossiles. Prothalles mâles. Tubes polliniques, etc., du terrain houiller. (Comptes rendus de l'Académie des sciences, Tome CXXXV, Paris 1902, p. 350—353 u. 7 Abb.)

Beschreibt Pollenkörner; an einigen glaubt R. noch etwas vom Pollenschlauch erhalten zu sehen. Die Pollenkörner von *Aetheostesta* messen 290 μ, von *Dolerophyllum* 330 μ; sie enthalten ein „Prothallium".

*†152. **Renault, B.** Sur les marais tourbeux aux époques primaires. (Bulletin du Muséum d'histoire naturelle, Paris, 1900, p. 44—48, Fig. 1—3.)

153. **Renault, B.** Sur quelques cryptogames hétérosporées. (Bulletin de Soc. d'hist. natur. d'Autun, XIV, 2e Partie, Autun, 1901 [1902], 16 Seit., 3 Fig., 1 Tafel.)

Ausser Calamariaceen sind auch heterospore *Filicales* aus dem Paläozoikum bekannt. Die Mikrosporen erscheinen oft mit einem Gewebe erfüllt, das dem männlichen Prothallium entspricht. Ähnliche Zellen kommen in den Pollenkörnern von *Cordaïtes, Dolerophyllum, Stephanospermum* und *Aetheotesta* vor. Bei den beiden letzten Gattungen, insbesondere der letzten, hat er „tubes polliniques" beobachtet, auch bei *Sphenophyllum* behauptet er das Vorkommen von Zellteilungen in den Sporen, bei den Botryopterideen sind ebenfalls solche Sporen vorhanden (Mikrosporen) und andere mit tetraëdrischer Spitze (Makrosporen). R. hält die Botryopterideen für eine Zwischengruppe zwischen *Filices* und *Hydropterides*. (Nach Zeiller, Bot. Centralbl., Bd. 89, 1902, p. 667.)

154. **Renault, B.** Note sur quelques micro- et macrospores fossiles. (Bull. Soc. d'hist. nat. d'Autun, XV, 1902, 22 S. u. 8 Taf.)

Verf. hat in Sporangien, die er zu den Botryopterideen, Marattiaceen, Hymenophyllaceen und Parkeriaceen stellt, Sporen gefunden, die in einem und demselben Sporangium verschiedenartiger Bildung sind. Die einen zeigen in ihrem Innern ein Gewebe, „Prothallium", R. hält sie für Mikrosporen mit Antherozoiden; die anderen zeigen einen Dreistrahl auf der Oberfläche und

Digitized by Google

diese sieht er für Makrosporen an. Das schwache Leitbündel im Sporangiumstiel von *Zygopteris* teilt sich am Grunde der Büchse in fünf bis sechs sehr schwache Zweige.

An Mikrosporen von *Lepidodendron rhodumnense* findet R. einen „Ring kleiner Zellen".

Die Sporen der Calamodendren treten in Tetraden auf; man findet sie auch in Pollenkammern oder in Mikropylkanälen von *Trigonocarpus* und *Gnetopsis*, also in Samen. Bei *Cordaites*, *Aetheotesta* und *Dolerophyllum* sind die Pollenkörner sehr gross und immer mit Zellen erfüllt, die R. für vermutlich Mutterzellen der Antherozoiden hält. Einige *Aetheotesta*-Pollenkörner zeigten einen von einem Kreiswulst umgebenen Porus, der sich in einen kurzen Schnabel fortsetzen kann. Bei *Dolerophyllum* traten die männlichen Prothallien aus der Exine ganz heraus, bevor sie in die Mikropyle eindrangen. Solche Pollenkörner fanden sich in der Pollenkammer von *Codonospermum*, die einen Schwimmapparat besitzen, so dass die Dolerophyllen Wasserpflanzen gewesen wären. (Nach Zeiller, B. C., 1902, No. 47, p. 605.)

155. **Renault, B.** Sur la transformation de la matière organique des plantes en combustibles fossiles. (l. c., T. XV, Autun, 1902, 8 pp.)

Betont, dass eine Imprägnation von Pflanzenresten durch weiter herkommende gelöste Bitumina nicht annehmbar sei, da dann die umgebenden Gesteinschichten auch ganz imprägniert sein müssten, während oft genug steinkohlige Pflanzenreste auf Schichten liegen, die wenig oder nur sehr schwach gefärbt sind. Schwarze steinkohlige Abdrücke liegen oft genug auf ganz hellem, bitumenfreiem Gestein. Es handelt sich vielmehr um eine Fermentation der Pflanzenarten selbst, die aus diesen homogene Substanzen bilden.

*†156. **Ristori, G.** Osservazioni sull'età e sulla genesi delle lignite del Massetano. (Atti soc. toscana d. sc. nat. Mem., XV, p. 106—119, 1897.)

Die Tertiärflora der Gegend des Monte Bamboli erinnert nach den Bestimmungen Peruzzis an die von Oeningen und kann zum mittleren Miozän gestellt werden. (Nach Zeiller, R. p. 75.)

*†157. **Rordam, K. og Bartholin, C.** Om Forekomsten af Juraforsteninger i lose Blokke i Moraeneler ved Kobenhavn. (Danmarks geol. Undersogelse, II, R. No. 7, 17 p., 1 pl., 1897.)

Aus dem Diluvium der Umgebung von Kopenhagen werden aus Sandsteingeschieben verschiedene jurass. Arten angegeben, u. a. *Taeniopteris vittata*, *Podozamites lanceolatus*, *Ginkgo Huttoni*. Herkunft und Alter sind kaum exakt zu bestimmen. (Nach Zeiller, R. p. 58.)

*158a. **Rothpletz, A.** Über einen neuen jurassischen Hornschwamm und die darin eingeschlossenen Diatomeen. (Zeitschr. der Deutsch. geol. Ges., 52. Bd., 1900, Berlin, p. 154—160, Fig. 1—3 u. 1 Tafel.)

*158b. **Rothpletz, A.** Nachtrag zu meinem Aufsatz über einen neuen jurassischen Hornschwamm und die darin eingeschlossenen Diatomeen. (l. c., p. 388—389.)

Vgl. auch B. J. für 1896, p. 258, No. 104.

Der Hornschwamm stammt aus der Berriasstufe, die je nach Geschmack zum allerobersten Jura oder zur alleruntersten Kreide gestellt wird. Die helldurchscheinende Grundmasse des Schliffes wird von bräunlichen Strängen vom Aussehen von Hornfasern durchzogen, die sich verzweigen und anastomosieren, sodass Maschen entstehen, die aus einem körnigen Aggregat von Calcit be-

Digitized by Google

stehen, in dem Quarzkörner, in Quarz umgewandelte Diatomeenschalen, von $^1/_{30}$—$^1/_{15}$ mm Durchmesser, Foraminiferengehäuse und in Kalk umgewandelte Spongiennadeln liegen. Die braunen Stränge enthalten dieselben Einschlüsse. Die Bazillarie nennt R. *Pyxidicula annulata* n. sp., sie ist viermal grösser als die zwei liassischen Arten. Die feinpunktierten Schalen sind mützenförmig.

159. **Rutot, A.** Sur la découverte d'une flore fossile dans le montien du Hainaut. (Bull. Soc. Belge Géol. Pal. Hydrol., T. 15, Proc.-Verb., p. 605—613, 4 figg., 1902.)

Im Montien (Eozän) von Hainaut findet sich ein Bernstein ähnliches Harz und Pflanzenabdrücke. W. G.

160. **Savornin, J.** Note préliminaire sur les Lithothamnium des terrains tertiaires d'Algérie. (Bull. Soc. Géol. France, Sér. IV, II, p. 158—162 und 5 Figuren.)

In allen tertiären Ablagerungen Algeriens (Melobesienkalk der Autoren) finden sich Lithothamnien. Im mittleren Eozän und wahrscheinlich auch im Suessonien kommt *Lith. nummulithicum* Gümbel vor. S. hat von dieser Art Tetrasporangien beobachten können. Auch ovale Höhlungen, die dem Autor Cystokarpien zu sein scheinen, wurden beobachtet; dieselben sind aber grösser als diejenigen, die Früh bei derselben Art angibt. In dem Helvétien von Orléansville scheint *Lith. ramosissimum* Reuss. vorzukommen. *Lith. pliocaenum* Gümbel ist sehr häufig in der pliozänen Molasse. Ausserdem sind, wie es scheint, neue Arten vorhanden, die S. später beschreiben wird. (Nach Zeiller im B. C., 1902, No. 47, p. 606.)

*161. **Schilbersky, K.** Eine *Hypnum*-Art aus dem Torflager von Kecskemét. (Sitzungsber. d. bot. Section d. Kgl. Ung. nat.-wiss. Ges. zu Budapest vom 18. April 1898. Im B. C., LXXXI, p. 387, 1900.)

Ist ein Referat eines Vortrags, den S. über das oben genannte Thema gehalten hat. Er nennt die Art *H. Hollósii* n. sp.; ähnlich ist *H. Toromellianum* Farneti aus einem Torflager am Ticinofluss bei Pavia. W. G.

162. **Schmidt.** Über neue den Sattelflötzen äquivalente Steinkohlenfunde in der Grafschaft Glatz. (Jahresber. Schlesischen Ges. für vaterl. Kultur Naturw. Sektion, Breslau, 19. Nov. 1902, p. 20—28.)

Sch. zeigt, dass die Vermutung Schützes, dass „das Karbon im Felde d. kons. Frisch auf-Grube bei Eckersdorf endige", irrig ist, wie die Verhältnisse bei Mittelsteine beweisen. Es handelt sich um eine isolierte Karbonscholle, die nach Sch. „einen auf den südostwärts anstehenden Urschiefern aufgesetzten Horst" repräsentiert. Im Heddyschacht wurden 12 m produktiven Karbons durchsunken mit 3 Flötzen von 2,6 (1), 1+1 m Kohle. Sch. hat an Pflanzenresten in diesem Horizont gesammelt: *Neuropteris Schlehani* Stur, *Adiantites oblongifolius*, *Sphenopteris divaricata*, *Mariopteris muricata*, *Alethopteris lonchitica*, *Annularia radiata* und *Neuropteris gigantea*. Es liegt somit die von Potonié zwischen Liegend- und Hangendzug eingeschaltete Mischflora vor und der Horizont dürfte den Reichhennersdorf-Hartauer-Schichten entsprechen. W. G.

†163. **Schreiber, Hans.** Moorausdehnung in Österreich. (Österreichische Moorzeitschrift, Jahrg. III, 4°, 1902, No. 6, p. 88—89, Staab, 1902.)

164. **Schröter, C. und Kirchner, O.** Der „Bodenseeforschungen" neunter Abschnitt: Die Vegetation des Bodensees. (Zweiter Teil, XXXI. Heft der Schriften des Vereins für Geschichte des Bodensees und seiner Umgebung. Lindau i. B., 1902.)

Auf p. 39—40 gibt Sch. eine Mitteilung über „Schwemmtorf", der durch

Digitized by Google

Anschwemmung von organischem Detritus zustande kommt und zwar in Buchten, die durch vorgelagerte Röhrichte wie durch Molen geschützt sind. Es wurden 5 Stellen mit Schwemmtorf im Bodensee gefunden. An der einen schliesst er landwärts an gewachsenen Rasentorf an. Die braunen Pflanzentrümmer bestehen aus abgerollten Holzstücken, Zweigfragmenten, Rindenfetzen, Rhizomteilen etc. und bilden eine über metertiefe Aufschwemmung.

Kirchner macht aus dem Torf abgerolltes, bernsteinähnliches Harz bekannt: Körperchen von rundlicher Form, die wohl erhärtetes und vom Wasser abgerolltes Fichtenharz sind.

*†165. **Scott, D. H.** On the structure of *Zygopteris*; On an english *Botryopteris*. (Rep. Brit. Ass. Adv. Sci., Bristol, 1898, p. 1050.)

Rhachiopteris Grayii Will. ist *Zygopteris*, *Rh. hirsuta* Will. ist *Botryopteris*. Die Botryopteriden scheinen am meisten Analogieen mit den Hymenophyllaceen zu haben. (Nach Zeiller, R. p. 87.)

166. **Scott, D. H.** On Sporangiophores as a clue to affinities among Pteridophyta. (Brit. ass. adv. sc., 1902.)

Früher glaubte Sc. an die Möglichkeit einer Homologie zwischen den bauchständigen Sporangiophoren von *Sphenophyllum* oder *Cheirostrobus* und den gleichgestellten Synangien von *Psilotum*. Diese Ansicht wird bekräftigt durch die Konstatierung von Variationen, die Thomas (Auckland) bei *Tmesipteris* beobachtet hat. Danach ist das Synangium der Psilotaceen ein Sporangiophor mit normal 2 oder 3 Sporangien. (Nature, London, den 6. November 1902, p. 19/20.)

†167. **Scott, D. H.** The old wood an the new. (The new Phytologist, 1902, p. 25—30.)

168. **Scott, D. H.** On the primary structure of certain palaeozoic stems with the Dadoxylon type of wood. (Transactions of the Royal society of Edinburgh, vol. XL, Part II, No. 17, Edinburgh, 1902, S. 331—365, 5 Textfiguren und 6 Tafeln.)

Eine sehr wichtige Arbeit, zu der Verf. bereits 1899 eine vorläufige Notiz hatte erscheinen lassen. (Siehe diesen J. B. für 1901, p. 461, No. 175.) Die Verwandtschaftsverhältnisse der *Cycadofilices* mit den echten Gymnospermen erhalten durch die vorliegende Arbeit eine weitere Klärung; von den von Scott (l. c.) als *Araucarioxyla* (*A. fasciculare* Scott, *A. beinertianum* (Göpp.) Kraus, *A. antiquum* [Witham] Kraus) bezeichneten Stämmen wird nachgewiesen, dass sie, im Holzkörper rein dadoxyloïd-cordaïoxyloïd, sich durch markständige Gefässbündel als *Cycadofilices (Calamopityeae)* herausstellen, so dass V. nunmehr *A. fasciculare* und *beinertianum* zu *Calamopitys* Unger zieht; für *A. antiquum* wird Withams *Pitys* emendiert wieder aufgenommen.

Beschrieben werden folgende Spezies: *Calamopitys fascicularis* Scott, *C. beinertiana* (Göpp.) Scott; *Pitys antiqua* Witham emend., *Pitys primaeva* Witham, *P. Withami* Lindl. and Hutton sp.; *Dadoxylon Spenceri* sp. n.

1. *Calamopitys fascicularis* sp. n. Mark klein (2—3 mm dick), mit einem Ring von 8 oder 9 mesarchen Leitbündeln in der Nähe der Markkrone, die meist zu zweien zusammengruppiert sind. Das eine dieser zwei Bündel bildet das Xylem der Blätter, während das andere nicht (stammeigen?) in das Sekundärholz übertritt, sondern im Mark weiter verläuft. Beim Eintreten in das Sekundärholz und Durchlaufen desselben nehmen die Bündel an Durchmesser erheblich zu: durch successive Schliffe liess sich die Blattstellung als $^2/_5$ ermitteln.

Digitized by Google

Die Bündel bleiben stets einfach und treten auch als solche aus dem Holzkörper nach aussen. Dieser zeigt typische *Cordaioxylon*-Struktur, auch die Markstrahlen sind 1 bis 2-reihig.*) Die auch im Blattstiel einfach bleibenden Bündel und die 1 (2)-reihigen Markstrahlen unterscheiden diese Art von *Calamopitys Saturni* und *annularis* Unger. Die Rindenstruktur war nicht erhalten.

2. *Calamopitys beinertiana* Göpp. sp.**) Mark mit Sclerenchymnestern (ähnlich *Lyginodendron*), grösser als bei voriger Art (ca. 14 mm Durchm.). Verhalten der markständigen Xylemstränge wie bei voriger Art; Mesarchie, bei kleineren Endarchie, letztere manchmal hufeisenförmig, dann nach aussen offen. Rindenstruktur mangelhaft erhalten, jedoch Peridermzonen konstatierbar, so dass wohl Schuppenborkebildung anzunehmen ist.

3. *Pitys antiqua* Witham emend. Die Identität seiner Stücke mit den eigenartigen *Pitys*-Spezies Withams konnte V. durch Einsicht von Originalstücken Withams nachweisen. Endlicher hatte 1847 diese durch die vielreihigen Markstrahlen ausgezeichneten Hölzer als *Pissadendron* bezeichnet, jedoch weder er noch Witham hatten die grosse Anzahl (40—50) markständiger Leitbündel (mit Spiraltracheïden) bemerkt. Das Mark ist sehr weit (22 bis 34 mm) und zeigt öfters artisioïde Schrumpfung. Die markständigen Bündel, mesarch gebaut, stehen in einem Ring in der Nähe der Markkrone (wie bei den *Calamopitys*-Arten) und treten z. T. (alle?) in das Sekundärholz über, bilden also wahrscheinlich auch hier die Blattstränge. Markstrahlen vier-, auch mehrreihig; in der Nähe der Primärstrahlen zuweilen Holzparenchym. Holzbau sonst nach *Dadoxylon-Cordaïoxylon*-Typus.

4. *Pitys Withami* Lindl. and Hutton sp. (Syn.: *P. medullaris* Lindl. and Hutton; die bei diesen angeblich vorhandenen „Jahresringe" konnte Verf. als zusammengeschobene Zellpartien entlarven.) Bau wie *P. antiqua*, aber schmalere Markstrahlen (kaum bis vierreihig).

5. *P. primaeva* Witham. Charakterisiert durch die sehr vielreihigen und dabei relativ niedrigen Markstrahlen. Verf. vermutet die Identität von *Lyginodendron anomalum* Williamson mit dieser Art. Bei den beiden letztgenannten Arten (4 und 5) konnten ebenfalls die markständigen resp. das Sekundärholz durchlaufenden Xylemstränge nachgewiesen werden.

6. *Dadoxylon Spenceri* n. sp. Repräsentiert eine Mittelform zwischen den typischen *Dadoxyla* und den *Calamopityeae*. Es sind noch markständige Xylemstränge vorhanden, die auch (in horizontalem Verlauf) das Sekundärholz durchlaufen, sich aber vorher zweiteilen (cf. *Ginkgo*), jedoch machen sie durch ihr unregelmässiges Auftreten einen atavistisch-rudimentären Eindruck. Sonst ist das Holz ganz ein *Dadoxylon*; ähnlich ist *D. Pedroï* Zeiller.

Schliesslich sei erwähnt, dass Verf. in *Rachiopteris multifascicularis* Kidston mit *Kalymma*-Struktur (welche an *Calamopitys Saturni* durch Solms bekannt ist) einen Blattstiel einer *Calamopitys* vermutet. — Bis auf *Dadoxylon Spenceri*, das ober-karbonisch ist, stammen alle Stücke aus dem Unterkarbon.

W. G.

*) Hierdurch wird es fast unmöglich, bloss auf Grund des Holzkörpers die Cordaïten als solche zu erkennen, wenn man nicht einen ausreichend grossen Querschnitt hat, der das Nichtübersehen der Blattstränge im Holzkörper garantiert. Anm. d. Ref.

**) Nicht alles, was Göppert mit *Araucarites beinertianus* bezeichnete, ist mit *Cal. bein.* zu vereinigen, da Göppert die von ihm als *Araucarites beinertianus β Thannensis* bezeichnete „Varietät" dazu rechnete, die indess mit dem wirklichen *Beinertianus* gar nichts zu tun hat. Genau genommen müsste Scott daher *Calamopitys beinertiana* (Göpp. ex. p.) Scott sagen. — Anm. d. Ref.

Digitized by Google

169. **D. H. S. (Scott).** Professor Jeffreys Theory of the stele. (Separatabzug aus ?, p. 207—212, 1902.)

J. (The structure and development of the stem in the Pteridophyta and Gymnosperms. [Phil. Trans. Roy. Soc., vol. 195, p. 119—146. 1902, s. d. J. B. No. 69].) kommt bei der Untersuchung der *Filicales, Lycopodiales* und *Cycadofilices* (als Vertreter der *Gymnospermae*) zu dem Resultat, dass nicht die Monostelie mit einem Markkörper den ursprünglichen Bau des Stammes darstelle, sondern die marklose Monostelie mit einer inneren und einer äusseren Phloëmscheide. Erst durch Reduktion der inneren Scheide entstehe der monostele Zentralzylinder mit dem Markkörper; letzterer stehe durch die Blattlücken mit dem Grundparenchym der Rinde im Zusammenhang.

Verf. bespricht diese Arbeit mit Berücksichtigung anderer Theorien. Er erkennt den Wert der J.schen Gedanken an, möchte sie aber — ausgenommen vielleicht die *Polypodiaceae* — nicht als allein berechtigt hinstellen. J.s Einteilung in *Lycopsida* (*Lycopodialss* und *Equisetales*) und *Pterospida (Filicales* und *Phanerogamae)* wird als berechtigt und praktisch anerkannt.

Oscar Hörich.

†170. **Scott, D. H., Seward, A. C.** und **Reid, C.** Palaeobotany. (Artikel in der Encyclopedia Britannica [New volumes], 10th edition., vol. XXXI = 7th New volume, 1902, p. 408—440, 43 Figuren. Palaeozoic by Scott [p. 408—421 u. 21 Fig.], Mesozoic by Seward [p. 421—432 u. 18 Fig.], Tertiary by Reid [p. 432—440 u. 4 Fig.].)

Ist eine Übersicht unserer bisherigen paläobotanischen Kenntnisse.

171. **Sellards, E. H.** On the fertile fronds of *Crossotheca* and *Myriotheca*, and on the spores of other Carboniferous ferns from Mazon Creek, Illinois. (American Journal of Science, vol. XIV, September 1902.)

Gibt Reste bekannt, die fertile (*Crossotheca*) und sterile (*Pecopteris*) Teile an demselben Wedel zeigen. Die Sporangien hängen ohne Gruppierung am Rande der Fiederchen in nur einer Zeile herab. Es sind Sporen darin, so dass es sich bestimmt um Sporangien handelt. *Crossotheca trisectata* n. sp. besitzt dreilappige fertile Fiederchen. Lesquereuxs *Sphenopteris scaberrima* ist fertil eine *Myriotheca*. S. bestreitet die Renaultsche Annahme, dass *Pecopteris*-Arten heterospor seien: er hat *P. unita* und *villosa* studiert.

172. **Sellards, E. H.** On the validity of *Idiophyllum rotundiflorum* Lesquereux, a fossil plant from the Coal-Measures of Mazon Creek, Illinois. (l. c., p. 208 u. 2 Figuren.)

Die im Titel genannte Art ist nach S. synonym mit *Neuropteris rarinervis* Bunbury. Danach würde die „Gattung" *Idiophyllum* ein Synonym werden.

†173. **Le Sénéchal, Raoul.** Empreinte de *Cinnamomum polymorphum* dans des marnes de Vichy. (Feuille jeun. Natural. [4], Ann. 32, p. 105, 1902.)

174. **Seward, A. C.** On the so-called phloem of *Lepidodendron*. (The New Phytologist, February 19th, 1902, p. 38—46, Fig. 1 u. 2.)

Bespricht Schliffe der Stammregion von „*Lepidodendron fuliginosum*" und „*L. Wunschianum*", Arten von denen S. sagt „these 2 species belong to the *Lepidophloios* section). Die gebotenen 2 Abbildungen von *L. Wunschianum* (Quer- und Längsschliff) zeigen nämlich auf das Hydrom nach aussen folgend ein vielzellschichtiges Meristem und dann eine „secretory zone": es verhält sich also wie bei *Botrychium virginianum* (u. *Isoëtes;* wie bei *I.* mag aber das Lep.-„Meristem" die Funktion des Leptoms gehabt haben. — P.).

Digitized by Google

†175. **Seward, A. C.** und **Arber.** Some fossil *Nipa* seeds from Belgium. (Brit. ass. adv. sc. 1902. — Nach Nature v. 6. Nov. 1902.)

Seward s. Scott.

*†176. **Shirley, J.** Additions to the fossil flora of Queensland. (Queensl. Geol. Surv., Bull. No. 7, V, 25 pp., 27 pl., 1898.)

Die fossile Flora von Ipswich und Brisbane ist wahrscheinlich rhätischen oder liasischen Alters. Sh. beschreibt viele neue Arten, u. a. *Sphenopteris*-, *Pecopteris*-Arten, *Dictyophyllum* und eine *Neuropteris*, die aber zu *Danaeopsis* gehört. Manches ist anfechtbar, so das als *Lygodium* und *Equisetites* Beschriebene. Es seien noch genannt mehrere neue *Pterophylla* sowie schöne Blätter von *Ginkgo* und Fruktifikationen, die Verf. als *Beania geminata* beschreibt, die zu *Ginkgo* zu gehören scheinen. Auch neue *Araucarioxyla* aus dem Permokarbon von Queensland werden beschrieben, ferner Dikotyledonen-Blätter — so von *Sapindus*, *Ficus*, *Myrica* und *Cinnamomum* — aus den Schichten von Oxley, die Ettingshausen für kretazeisch, Stokes für tertiär hielt, die aber Sh. mit Jack u. Deane für gleichaltrig mit den Schichten von Ipswich hält. Das wäre dann freilich (fügt Z. hinzu) etwas ganz Neues; die Schichten dürften denn doch wohl wesentlich jünger sein. (Nach Zeiller, R. p. 55.)

†177. **Shirley, J.** Notes on fossil plants from Duaringa, Ipswich, Dawson River, and Stanwell; and on fossil woods from the Ipswich beds, Boggo Road, Brisbane. (Bull. No. 18, Geological Survey, Queensland, 1902, p. 1—16, Plates I—XI.)

Von Dawson River (Anthracitic [B] Series: Permokarbon) führt Verf. an *Noeggerathia?*, *Sphenopteris*- und *Glossopteris*-Arten und *Cycadospermum Dawsoni* n. sp., *Sphenopteris lolifolia* Morr. ist nach fertilen Resten eine *Mertensia;* es gehören wahrscheinlich spezifisch dazu *Sph. alata* Sternb., *flexuosa* Mc Coy, *crebra* T. Woods.

Von den Ipswich beds (Trias-Jura) werden als neu angegeben *Palissya gracilis* u. *Oleandridium jaculi*, von den Upper Cretaceous beds *Ficus subgoepperti* n. sp., *Magnolia?* und *Marsilia?* (nach Sporokarpien?). Die echten Versteinerungen des Ipswich beds finden sich im vulkanischen Tuff: *Taxoxylon Philpii* n. sp., *Araucarioxylon*? (Nach Arber in B. C. v. 22. September 1908, p. 285.)

178. **Slavik, F.** Zur Frage der Kohle im Diabas von Radotin. (Verh. geol. Reichsanstalt, Wien, 1902, p. 194—196.)

Bezieht sich auf den Artikel Petraschecks über denselben Gegenstand (vgl. vorn No. 140). Verf. meint im Gegensatz zu R., dass in den Eruptivgesteinen des mittelböhmischen Silurs und Präkambriums von unten emporgebrachte, aus durchbrochenen Sedimentärschichten stammende Einschlüsse von Anthraciden vorhanden zu sein pflegen. U. a. zeigen diese nach der Verbrennung in der Asche pflanzliche Strukturen. Die Erklärung P.s scheint V. jedoch für diejenigen Fälle von Kohlenvorkommen gut annehmbar, wo Kohle mit weissem, umkristallisiertem Kalkspat als Kluftausfüllung in Kalksteinen vorkommt. Schon Borický hat die Anthrazitsubstanz aus den angrenzenden Schiefern und Kalksteinen hergeleitet.

179. **Smedley, H. E. H.** in Linnean Society v. 20. Nov. 1902. vgl. Engl. Nature v. 11. Dezember 1902, p. 142.

Stellt grosse Wachsmodelle von *Stephanospermum akenioides* und *Lagenostoma* aus.

Digitized by Google

180. **Spezia, F.** Contribuzioni di geologia chimica. Sulla transformazione dell' opale xiloide in quarzo xiloide. (Atti R. Accad. d. sc. Torino, 1902. — N. Jahrb. d. Min. etc. 1903, 1.)

Oft finden sich verkieselte Hölzer vor, dabei zeigen jedoch die Stücke noch die Holzstruktur (Holzopal), oder es verschwindet dieselbe mehr oder weniger bei der Umlagerung in Quarz (Holzquarzit). Erstere Art (Holzopal) findet sich der Angabe nach nur im Tertiär bis zum Eozän, letztere (Holzquarzit) in mesozoischen und älteren Schichten. Um beide Bildungsformen näher zu erklären, stellte Verf. einige Versuche an und fand, dass bei Behandlung eines Holzopalstückes aus Tokay mit schwacher Lösung von Wasserglas und mit viel gelatinöser Kieselsäure (15 Tage bei 280—800°) die Holzstruktur des Opals beinahe ganz unter Quarzkristallisation verschwunden war. So dürfte sich auf eine einfache Weise erklären, wie durch Einwirkung von Lösungen und Wärme auch in der Natur Hölzer mit der Zeit verkieselt und, je nach der Länge dieser Einwirkung selbst, ganz in Quarz überführt werden können, und warum in den jüngeren Schichten nur Holzopal, in den älteren dagegen Holzquarzit gefunden werde. (Nach R. Handmann in „Natur- u. Offenbarung", 49. Bd., 6. Heft, Münster i. W., 1903, p. 375.)

Spilker s. Kraemer.

181. **Squinabol, S.** Revisione della florula fossile di Teolo. (Atti Soc. veneto-trentina di scienze naturali, ser. II, vol. 4°, Padova, 1900, pag. 40—47, mit 1 Taf.)

Von den Euganeischen Hügeln, besonders von Teolo, liegen an 100 Exemplare in den Sammlungen Paduas vor, welche De Zigno gesammelt und teilweise auch (1861) besprochen hatte. Das von De Zigno ausgegebene Verzeichnis ist unvollständig, teilweise auch nicht ganz fehlerfrei. In der Sammlung kommt der vom Autor angeführte *Carpolithes protophigos* Mass. nicht vor. Verf. determinierte aus jener Sammlung 19 Arten, und schliesst aus dem Befunde, dass jener Boden dem unteren Miozän angehöre. Von den De Zignoschen Arten erscheinen richtig determiniert: *Thuytes callitrina* Ung. und *Carpolithes digynia* Zign.; zweifelhaft *Cassia phaseolites* Ung. *Woodwardites Massalongi* Zign. (No. 6186) ist hingegen ein *Chrysodium*, vollkommen entsprechend jenem aus dem Tertiär Frankreichs (Saporta). Zu einer einzigen, in verschiedenen Lagen sich zeigenden Art sind zu vereinigen: *Arundinites dubius* Zign. (No. 6161), *Sphaenophora crassa, S. gracilis, Caulinites rhizoma* Mass., *C. Catulli* (No. 6158 bis 6155) und *Zosterites Euganea* (No. 6222) nämlich der *Cymodoceites parisiensis* Bur. (1886). *Ceanothus zizyphoides* Ung. (No. 6156—6165) und *C. Euganeus* Zig. (No. 6166) der Sammlung haben 5 Blattrippen und sind statt als Rhamnaceen eher als zur Gattung *Melastomites* gehörig, wenn auch von *M. Druidum* Ung. und von *M. quinquenervis* Heer verschieden, aufzufassen. Verf. vereinigt beide obengenannten *Ceanothus* zu einer einzigen Art, *Melastomites Euganea* zusammen. Die *Daphnogene*-Art, wovon nur Bruchstücke eines Blattes vorhanden, interpretiert Verf. als *Cinnamomum Scheuchzeri* Heer. Die *Eucalyptus* De Zignos schreibt Verf. der Gattung *Dryophyllum* Deb. zu, wegen der gering ausgesprochenen Bezähnung des Blattrandes hält Verf. die Art für neu und benennt sie *D. Ombonii*. *Leguminocarpum hamosum* Mass. hat mit einer Hülsenfrucht nichts zu tun und ist wahrscheinlich nur die eingerollte Spitze eines Farnblattes; *Antholithes infundibuliformis* De Zign. hat nichts mit einer Blüte gemeinsam, ist aber so wenig wie die vorhergehende Art bestimmbar. Drei Monokotylenabdrücke (No. 6089, 6090, 6171) werden für ein Riedgras, *Cyperites*

Digitized by Google

sp., angesprochen; ein schmalblätteriges Blatt (No. 6120) als *Quercus palaeophellos* Sap. identifiziert. Solla.

182. **Stainier, X.** Un gisement de troncs d'arbres debout au charbonnage de Falisolle. (Bull. d. l. société belge de géologie etc., Tome XVI, Année 1902, Mémoires pp. 66—76, planche III et IV.)

Im Hangenden eines Flötzes finden sich wenige *Stigmaria*-Appendices und eine Kohlenschnur, auf der sich, senkrecht zu der Schichtung stehend ein sehr kegelförmiger Baumstumpf-Steinkern erhebt, der 2 kurze horizontal verlaufende „Wurzel"-Stümpfe besitzt. Diesen Stumpf mit der Basis berührend, ist noch ein schräg stehender Baumstamm vorhanden. St. hält die Stämme für angeschwemmt. (Die Kohlenschnur und die 2 Stämme mögen angeschwemmtes Material sein. Verf. sagt aber selbst p. 69 von Baumstümpfen: „on ne s'aperçoit, en effet, de leur existence que dans des tailles où l'on rencontre leur base et où ils jouent fréquemment un rôle si néfaste en écrasant les mineurs." Diese sind denn doch ganz überwiegend autochthon. — P.)

*†188. **Staub, M.** Über die „*Chondrites*" benannten „fossilen Algen". (Földt. Közlöng, XXIX, p. 110—121 u. 4 fig., 1899.)

Chondrites Göpperti aus dem schlesischen Kulm dürfte wohl eine Wurmspur sein. (Nach Zeiller, Revue 1897—1900 [erschien 1903], p. 11.)

184. **Sterzel, T.** Die pflanzlichen Reste des Rotliegenden von Sektion Hohenstein-Limbach in Sachsen. (Sep.-Abz. p. 51—55.)

Bringt eine Revision der Bestimmungen von Resten aus dem Beharrlichkeit-Schacht bei Grüna, die dem mittleren Rotliegenden angehören. Als neu wird beschrieben *Sphenophyllum elongatum*.

185. **Sterzel, T.** Pflanzliche Reste aus den Plattendolomiten von Sektion Frohburg-Kohren in Sachsen. (Sep.-Abz. p. 25.)

Als neu wird beschrieben *Sphaerococcites dyadicus* (zweifelhafter Rest!).

186. **Sterzel, J. T.** Der versteinerte Wald von Chemnitz. (Offizielle Festzeitung für die Deutsche Lehrerversammlung in Chemnitz, No. 2, p. 13—15, 1 Figur, 4°, Chemnitz, 1902.)

Populär gehaltene Beschreibung der bekannten verkieselten Pflanzen (Araucariten, Psaronien, Medullosen usw.) aus dem Chemnitzer Rotliegenden mit Berücksichtigung des Versteinerungsprozesses. W. G.

*†187. **Stirrup, M.** On the value of the fossil plants of the Coal Measures as stratigraphical guides. (Trans. Manchester Geol. Soc. XXVI, p. 180—192, 1899.)

Macht die Bergleute auf den Wert von Aufsammlungen fossiler Pflanzen aufmerksam. (Nach Zeiller, R. p. 24.)

*188. **Stolley, E.** Die silurische Algenfacies und ihre Verbreitung im skandinavisch-baltischen Silurgebiet. (Schriften d. naturw. Ver. f. Schleswig-Holstein, XI, p. 109—181, 1898.)

Ist eine Zusammenfassung unserer Kenntnisse über die silurischen Siphoneen (Dasycladaceen und Codiaceen), über die St. zahlreiche Arbeiten publiziert hat (S. d. B. J. für 1901, p. 465, No. 197). Es werden zunächst die Algen selbst beschrieben; von Dasycladaceen: *Palaeoporella*, *Dasyporella*, *Rhabdoporella*, *Vermiporella*, *Coelosphaeridium*, *Cyclocrinus*, *Mastopora* und *Apidium*, von Codiaceen *Girvanella problematica* (*Siphonema incrustans* Bornem.). Eine mächtige Entwickelung dieser Siphoneen begann mit der Jeweschen Schicht Russlands (= Oberer Cystideenkalk Schwedens); Vermiporellen finden sich namentlich in einem „dunklen flintharten Kieselkalk" neben *Apidium pygmaeum*; *Coelo-*

Digitized by Google

sphaeridium ist seltener mit *Vermip.* vergesellschaftet. In dem Horizont über der Jeweschen Schicht (*Macrurus*-Kalk) sind Siphoneen seltener; nach Wimans Angaben über seine „Ostseekalke" würden auf Upland und Alands-Inseln die Dasycladaceen diese Rückgangsperiode überstanden und von hier aus später sich von neuem ausgebreitet haben. In der folgenden Zone, der „Wesenberger-Schicht", sind Siphoneen wieder sehr zahlreich; Vermiporellen, Dasyporellen und *Cyclocrinus Roemeri*. Der Höhepunkt der Entwickelung dieser Algen liegt in den höchsten Schichten des Untersilur. Zur Zeit der Lykholmer Schicht reichte die Verbreitung dieser Organismen von Oeland bis Esthland und nördl. bis in die bottnische Wik. Aus den Lykholmer Gesteinen entwickeln sich allmählich die Palaeoporellengesteine, die etwas jünger sind. Die Syringoporenkalke Wimans sind Palaeoporellenkalke. Funde in Nordschweden (Dalarne) zeigten die Ausdehnung der Palaeoporellenfazies bis in das Nordbaltikum. (Die Massenhaftigkeit der Algen in diesen Gesteinen ist oft so gross, dass St. p. 126 von „phytogenen Geschieben" spricht.) Die Palaeoporellen haben zwar die Vermiporellen allmählich überflügelt, ohne dass diese ganz unterdrückt worden wären; daher kann zunächst ein Vermiporellengestein gleichalterig einem Palaeoporllengestein sein. Die obersilurischen *Stricklandinia*-Kalke schliessen die Reihe der Dasycladeen enthaltenden Gesteine im allgemeinen ab. Nicht lange nach dem Verschwinden dieser Familie tritt eine zu rascher Blüte führende Entwickelung von Codiaceen (*Girvanella*) ein; die Phocitenkalke Gotlands sind Girvanellenkalke, auch diese sind als Geschiebe bei uns bekannt. In Gotland u. a. O. treten, wie es scheint, stets Oolithe in Zusammenhang damit auf. Die Siphoneenfazies des Obersilur (Girvanellenfacies) dürfte an Verbreitung hinter der Untersilurischen nicht zurückstehen.

W. G.

189. **Tassin, Wirt.** Descriptive catalogue of the collections of genus in the United States National Museum. (Ann. rep. Smithsonian Institution. Rep. N. S. National Museum, Washington, 1902, p. 478—670 u. 26 Fig.)

Zur Verarbeitung zu Gemmen ist von pflanzlichen Produkten zur Verwendung gelangt Bernstein (p. 488), kohlige Gesteine (p. 496—497), wie Gagat, Kannelkohle, Anthracit und Braunkohle und Holzopale (p. 518 und Tafel 4) sowie Agateholz (p. 522 und Figur 9). Verf. beschreibt diese Materialien mineralogisch.

Teall s. Newton.

190. **Thomas, A. P. W.** The affinity of *Tmesipteris* with the *Sphenophyllales*. (Proceedings Roy. Soc. London, 28. January 1902, p. 843—850.)

Bei den Psilotaceen kommen Sporophylle vor (namentlich in Regionen starker Ernährung), die eine zweifache (noch einmal wiederholte) Gabelung zeigen und bei denen dann an der Basis jeder Gabel ein Synangium vorhanden ist. Das Synangium kann gestielt sein; es kann durch einen sterilen Blattlappen ersetzt sein. Diese Tatsachen vergleicht Verf. mit dem Bau der Sphenophyllen und stellt daher die *Psiloteae* zu den *Sphenophyllales*.

*†192. **Udden, J. A.** Fucoids or coprolites. (Journ. of Geology, VI, p. 198—198, pl. 7, 8, 1898.)

Die devonischen Spirophyten scheinen Schlammmassen gewesen zu sein, die übereinander geflossen sind; in den Sp. finden sich Reste von Molluskenschalen. Verf. möchte glauben, dass es sich um tierische Exkremente vielleicht von Holothurien handelt. (Nach Zeiller, Revue 1897—1900, Paris, 1908, p. 10.)

Digitized by Google

*198 a. **Vaffier.** Sur le terrain carbonifère des environs du Mâcon. (C. R. Académie sciences, CXXV, p. 262—265, Paris, 1897.)

Vorläufige Mitteilung zu der folgenden Arbeit.

*198 b. **Vaffier, A.** Étude géologique et paléontologique du Carbonifère inférieure du Mâconnais. (Ann. de l'Université de Lyon. Nouv. Sér., I.: Sciences, Médecine, Fascicule 7, Paris et Lyon, 1901, 166 pp., 11 Textfig. und 12 Tafeln.)

Sowohl petrographisch als auch floristisch ist das vom Verf. untersuchte Unterkarbon gleichalterig mit dem Unter- und Mittelkulm Mährens, den Grauwacken von Thann usw.; es könnte sich sogar ausschliesslich um Unter-Culm handeln. Neu benennt Verf. *Alcicornopteris Zeilleri*, *Lepidocladus*, *Lepidostrobus* und *Lepidophyllum Fuisseensis* (besser *Fuisseense*), *Bothrodendron Depereti*.

194. **Vlček, Vl.** O některých problematických zkamenělinách českého cambria a spodního siluru. (Über einige problematische Versteinerungen des böhmischen Kambriums und Silurs.) (Paläontographica Bohemiae, VI, Česká Akademie císaře Františka Josefa pro vědy, slovesnost a umění, II. Klasse, Gross Quart mit 2 Taf., Prag, 1902.)

Verf. bespricht einige problematische Versteinerungen aus dem böhmischen Kambrium und Untersilur. Zwei grosse Tafeln mit schön durchgeführten Abbildungen sind beigeschlossen. Verf. hat das ziemlich reichhaltige Material des Museums des Königreichs Böhmen benutzt. Er erwähnt zuerst einige von den ältesten teils schon beschriebenen, teils nur nebenbei angeführten Pflanzenresten aus Böhmen. Es sind: 1. In dem Urgebirgskalkstein bei Pürglitz ein von Kušta gefundener problematischer Pflanzenstengel und in den Übergangsschichten zwischen dem Urgebirge (hier B) und dem Kambrium (hier C) Reste einer Meeresalge. 2. *Fucoides primulus* Barr. in litt. (die Schiten C). 3. *Leptophycus* seu *Fucoides papyrus* Barr. [Dd_3]. 4 u. 5 zwei verschiedene Algenformen von J. Jahn erwähnt (Verhandl. d. k. k. geolog. Reichsanstalt in Wien, 1896, No. 16, p. 448), aus den schwarzen glimmerigen Schiefern Dd_3 von Semtin unweit Pardubic, 7. *Chondrites* Stnbg. (Dd_4 und Ee_2); die Angabe Maříks über das Vorkommen derselben Fossilie in den Schiefern Hh_1 soll nach Verf. nicht richtig sein. — Den genannten schliesst sich nun eine für Böhmen neue Gattung *Bythotrephis* an, die nach V. sehr häufig und nur in den Schichten D vorkommen soll. Verf. bespricht ziemlich eingehend folgende Arten, von denen er auch Abbildungen liefert: *Bythotrephis palmata* Hall., *B. impudica* Hall., *B. ramosa* Hall. In einem weiteren Absatz dieser Arbeit „über den Ursprung der Gattung *Bythotrephis*" p. 7, erwähnt V. die verschiedenen Ansichten Halls, Nathorsts, Zeillers, Fuchs's, Rothpletz's, Potoniés etc. über die Entstehung ähnlicher Gebilde und betont zum Schlusse, dass, trotzdem man sich bis heute nicht sicher äussern kann, wohin die angeführten Fossilien einzureihen wären, ob mit Recht zu den Algen oder nicht etc., das Vorkommen dieser Gebilde in dem böhmischen Silur immerhin Erwähnung verdient. Weiter wird *Fucoides primulus* Barr. in litt. (Etage C) von Podmoky besprochen, dessen Erklärung ebenfalls fraglich bleibt. Von den zwei letzten Petrefakten, die V. beschreibt, *Aspidiaria silurica* Vlček und *Septaria*, ist die erstere Art von Řeporyje (Dd_5) bemerkenswert; V. vergleicht dieselbe mit der *Asp. undulata* Presl, aus der Steinkohle von Břas, auf die regelmässige Anordnung der Wülste hinweisend, so dass hier vielleicht ein destruiertes Exemplar irgend einer *Aspidiaria* vorliegen könnte. E. Bayer.

Digitized by Google

195. **Weber, C. A.** Über die Vegetation und Entstehung des Hochmoores von Augstumal im Memeldelta mit vergleichenden Ausblicken auf andere Hochmoore der Erde. Eine formationsbiologisch-historische und geologische Studie. Mit 29 Textabbild. u. 8 Taf. Berlin (Paul Parey), 1902.

Die Hochmoore des nordwestlichen Deutschland sind meist mit Heidekraut bewachsen, diejenigen des nordöstlichen Deutschland hingegen zeigen eine zusammenhängende Decke von Torfmoosen oft von sehr grosser Ausdehnung. Ein solches Moor vom Rande des kurischen Haffs, ca. 30 qkm bedeckend, beschreibt Verf. in der vorliegenden Arbeit.

Im 1. Kapitel: „Die allgemeinen äusseren Verhältnisse des Augstumalmoores" bespricht W. die geographische Lage, die Gestalt des Moores und die geologischen und klimatischen Verhältnisse seiner Umgebung. Bezüglich der letzteren sind die aus den Orten Memel, Tilsit und Königsberg i. Pr., welche meteorologische Stationen besitzen, zugrunde gelegt. — Das 2. Kapitel behandelt „Die Vegetation des Hochmoores und seiner Umgebung". In verschiedenen Abschnitten werden die Hochflächen, die Hochmoorteiche, die Rüllen, das Randgehänge und die Umgebung des Hochmoores beschrieben. Alle einzelnen Teile werden ganz eingehend behandelt. Die allmähliche Entwickelung der Vegetation der Formationen finden sich in Wort und Bild dargestellt. Die verschiedenartige Tracht und die abweichende Gestalt der unterirdischen Organe ein und derselben Art sind abgebildet, je nachdem die Pflanze (z. B. *Scirpus caespitosus* und andere) auf einem wachsenden Sphagnumgrunde steht, so dass sie (im Etagenbau) mit in die Höhe zu wachsen gezwungen ist, oder ob der Boden stabil ist, d. h. nicht mehr wächst. Viele Aufklärungen finden sich über bisher mehr oder weniger rätselhafte oder falsch erklärte Erscheinungen, die einen typischen Bestandteil der Moore ausmachen. Ganz ausführlich sind besonders die Bulten, die Rüllen und die Teiche besprochen. Bei allen einzelnen Formationen finden wir neben einem oder mehreren Verzeichnissen der dort beobachteten Pflanzen auch chemische Analysen der Trockensubstanz des Bodens und des Wassers an der betreffenden Stelle. In den Analysen tritt natürlich die grosse Armut an pflanzlichen Nährstoffen entgegen, ganz besonders aber fällt die grosse Menge (bis zu 18 Teilen in 1000000) Chlor im Wasser dieser Moore auf.

Das letzte Kapitel behandelt „die Entstehung des Augstumalmoores". Die untersuchten Profile werden genau dargelegt und eine beigegebene farbige Tafel gibt eine Darstellung der gefundenen Erdarten. Das Relief des Mineralbodens unter dem Torf und die einzelnen Schichten des Moores werden eingehend besprochen und in den auf der genannten Tafel angegebenen Profilen berücksichtigt. Der Abschnitt über „die sich aus der geognostischen und paläontologischen Untersuchung des Augstumalmoores ergebenden Schlüsse" veranlassen W. zu allgemeinen Betrachtungen über normal gebildete Moore, die zu unterst Seeablagerungen, dann Flachmoortorf und schliesslich Heidetorf zeigen. Das Augstumalmoor zeigt insofern eine Abweichung, als auf die Seeablagerungen unmittelbar Bruchwaldtorf folgt, der dann erst wieder in Schilf- und Seggentorf oder gar Muddetorf übergeht. Es hat also sicher eine zweite Überflutung des Geländes stattgefunden, der dann wieder eine Torfbildung folgte. Verf. führt dies auf wahrscheinliche Hebung und Senkung des Landes zurück.

196. **Weber, C. A.** Versuch eines Überblicks über die Vegetation der Diluvialzeit in den mittleren Regionen Europas. (Annuaire géologique et

Digitized by Google

minéralogique de la Russie, édité et rédigé par N. Krichtafowitsch, vol. V, livr. 6, Varsovie, 1902, p. 101—181.)

Ist dieselbe Arbeit wie die unter No. 218, p. 285 im B. J. Paläontologie für 1899 und 1900 referierte in nochmaligem Abdruck aber neu bearbeitet und erweitert sowie mit Ergänzungen in bezug auf Russland versehen. Der Text ist russisch und deutsch.

197. **Weiss, F. E.** On *Xenophyton radiculosum* (Hick), and on a stigmarian rootlet probably related to *Lepidophloios fuliginosus* (Williamson). (Literary and Philosophical Society, Manchester, January 21. 1902. Nature. London, 6. Febr. 1902 p. 384.)

Xenophyton Thomas Hick 1891 ist nach W. eine *Stigmaria*-„Wurzel" oder ein Rhizom von *St.*; *X.* schliesst sich wegen des besonderen Baues des Holzkörpers und der mächtigen gut erhaltenen Mittelrinde eng dem Bau des Stammes von *Lepidophloios fuliginosus* an. Er beschreibt ferner eine *Stigmaria*-„Wurzel" („stigmarian rootlet), die er *Lepidophloios* zugehörig ansieht. In der wohlerhaltenen Rinde verläuft ein Leitbündelzweig ähnlich den von Renault beschriebenen *Stigmaria*-Wurzeln von abweichendem Typus. (Vgl. die folgende Besprechung.)

198. **Weiss, F. E.** The vascular branches of Stigmarian rootlets. (Annals of Botany, vol. XVI, No. LXIII, Sept. 1902, p. 559—578 u. Taf. XXVI.)

Die Rindenleitbündel in den *Stigmaria*-Appendices stehen nicht in Beziehung zu Wurzelverzweigungen; W. vergleicht sie vielmehr mit Transfusionsgewebe, wie solches auch in Blättern von Lepidodendraceen gefunden sei. (Danach würde dies für manche Botaniker ein weiteres Argument sein, die Appendices (Wurzeln) der Stigmarien homolog den Blättern zu setzen, was aber W. nicht tut.) Er bezeichnet die Appendices als echte Wurzeln. Die in Rede stehenden horizontal verlaufenden, sehr schwachen Rindenbündel bestehen aus Spiralhydroïden und gehen von dem Protohydrom des Zentralleitbündels aus; mit der Aussenrinde stehen sie in Zusammenhang durch Vermittelung von kurzen und weit spiraligen Zellen die an Transfusionszellen erinnern. W. hält diesen Apparat für einen solchen der Wasserleitung von aussen nach innen, was wegen des Vorhandenseins der grossen Lacune der Mittelrinde notwendig sei.

199. **Weiss, F. E.** On a biseriate halonial branch of *Lepidophloios fuliginosus*. Linnean Society, London, 8. April 1902. (Vgl. die Londoner „Nature" vom 1. Mai 1902, p. 28.)

Das Sprossstück fand sich in einer grossen Konkretion bei Haugh Hill in der Nähe von Stalybridge. Scott hat es 1898 mit der von Williamson als *Lepidodendron fuliginosum* beschriebenen Pflanze spezifisch identifiziert, die jetzt zu *Lepidophloios* gestellt wird. Weiss schliesst sich dieser Zuweisung an.

200. **Weithofer, K. A.** Einige Querprofile durch die Molassebildungen Oberbayerns. (Jahrb. d. k. k. geolog. Reichsanstalt, Bd. LII, 1902, p. 39—70, Tafel II—IV m. Profilen, 4°, Wien, 1903.)

Erwähnt Seite 48 das Vorkommen von *Chara*-Kernen (vgl. diesen J. B., No. 98). Dieselben finden sich in Brackwasser-Molasse bei Hausham, die hier die Übergangsschicht zwischen marinen Mergeln und darüber lagernden brackischen Cyrenenmergeln bildet. Bei Buchberg-Kreuth kommen u. a. *Cinnamomum*-Blätter vor. W. G.

*201. **Weithofer, Anton.** Geologische Beobachtungen im Kladno-Schlaner Steinkohlenbecken. (Verhandl. k. k. geolog. Reichsanstalt, Wien, 1901, No. 16, p. 386—388.)

Digitized by Google

Der Liegendflötzzug entspricht den Saarbrücker Schichten, der Hangendflötzzug den oberen Ottweiler Schichten. Die von Fritsch aus der Nürschaner Plattenkohle beschriebene Stegocephalenfauna ist zum grössten Teil gar nicht permisch, sondern typisch oberkarbonisch.

202. **Weithofer, K. A.** Geologische Skizze des Kladno-Rakonitzer Kohlenbeckens. (Verhandl. k. k. geolog. Reichsanstalt, Wien, 1902, No. 17 und 18, p. 399—420.)

Einer 1. Periode grossen Kohlenreichtums im mittleren produktiven Karbon (Flötze von Kladno, Pilsen, Schatzlar, Xaveristollen und Zdarek, in der Nähe von Schwadowitz, Saarbrücken) folgte eine 2. Periode mit nur vereinzelten Flötzen in der Hangendpartie (Schwadowitzer Schicht, untere Ottweiler Schicht) und 8. eine äusserst sterile Periode (Teinitzler Schicht, mittlere Ottweiler Schicht, Mansfelder Schicht, Hexensteinarkosen etc.). Es folgt eine 4. Periode lebhafterer Flötzbildung (Schlaner Schicht mit Hangendflötzen, Radowentzer Sch., obere Ottweiler Schicht, Wettiner Schicht, Stockheim, Rossitz etc.). Dann folgt 5. das Rotliegende (Lihner Schicht, Brannaner Schicht, obere Abt. bei Budweis, Hang. der flötzführ. Sch. hei Stockheim, Cuseler Sch. im Saar-Revier und bei Wettin). W. weist darauf hin, dass die sterilen Perioden vielleicht einem Wüstenklima entsprechen.

208. **Wesenberg-Lund, C.** Studier over Sókalk, Bónnemalm og Sógytje i danske Indsóer. (Studien über Seekalk, Bohnerz und Seegytje in dänischen Binnenseen). Meddelelser fra dansk geologisk Forening No. 7, S. 1—180. Mit 8 Tafeln, sowie dänischem und englischem Résumée. Kopenhagen, 1901.

Die Kalkablagerungen der dänischen Binnenseen teilt W.-L. in folgende Gruppen:

1. Seekalk.

a) ausserhalb der 11 m-Tiefenkurve: unreine Kalkablagerungen, 20—80% $CaCO_3$ Kalkgytje; reine „ mindestens 80% Seekreide (Sóblege)

b) innerhalb der 11 m-Tiefenkurve: unreine Kalkablagerungen, 20—80% $CaCO_3$ Seemergel; reine „ mindestens 80% Characeenkalk / Molluskenkalk

2. Moorkalk.

3. Quellenkalk.

Die beiden letzten Arten werden in der Arbeit nicht weiter behandelt; vom Moorkalk wird nur angegeben, dass er aus der Wiederfällung von zuvor durch Humussäuren gelöstem, organisch gebildetem Kalkdetritus hervorginge Übrigens spielt die chemische Fällung von Kalk nur eine seltene Ausnahmerolle, da fast aller Kalk organischen Ursprungs ist.

Als kalkproduzierende Organismen kommen in Betracht: höhere Wasserpflanzen, die besonders im Herbst oft starke Kalkbeläge auf Blättern. und Stengeln tragen und sehr erhebliche Mengen produzieren können (ein Exemplar von *Potamogeton lucens* mit 30 Blättern trägt bis etwa 60 g Kalk); ferner Characeen, von denen beständig abgestorbene Teile mit viel Kalk herabrieseln; sodann Cyanophyceen, welche teils den im Wasser gelösten Kalk zu sammeln, teils ihre Unterlage zu korrodieren und sogar den Feuerstein seines geringen Kalkgehaltes zu berauben vermögen, und damit Überzüge in der Strandzone bilden, die, durch Insolation und Eisgang zertrümmert, das Material zu neuen Kalksedimenten liefern. Endlich liefern die Schalen von

Digitized by Google

Süsswassermollusken, die in 8—11 m Tiefe förmliche Riffe bilden können, sehr viel Kalk. Im tieferen Wasser verwesen nämlich die organischen Bestandteile, welche diese Schalen skelettartig durchsetzen, und der kohlensaure Kalk bleibt als weiche, plastische Masse zurück. Diese Schalen sind auch nach den bisherigen Untersuchungen die Hauptelemente der Bohnerzbildungen, die in Dänemark nur im Fure- und Tjustrup-See grössere Ausdehnung haben. Sie entstehen durch Verdrängung des kohlensauren Kalkes durch Brauneisenstein, besonders an Schalen von *Valvata piscinalis*, *Unio* und *Anodonta*.

Auf den tieferen Seegründen lagern sich Ton- und Kaltteilchen und organische Stoffe ab. Die reinen, unvermischten Ton- und Kalkablagerungen (Binnenseeton und Seekreide) gehören jedoch soweit sie durch direkten Niederschlag entstanden sind, vorzugsweise einer entschwundenen Erdperiode an. Gegenwärtig entstehen solche Ablagerungen wohl nur noch mittelbar aus unreinen Sedimenten, welche von der Bodenfauna und den Bakterien durchverdaut und ihrer organischen Stoffe beraubt werden. Der am Seeboden angehäufte koprogene Schlamm, welcher bedeutende Mengen Ton und Kalk enthält, wird gytje genannt. W.-L. unterscheidet die Seegytje der tieferen Gründe und die Strandgytje des Seichtwassers. Erstere zerfällt je nach Beschaffenheit des sie mitbildenden Planktons in verschiedene Arten: Diatomeengytje (Kieselgytje) meist in kalten Seen mit hohen Diatomeen-Maxima; Cyanophyceengytje (Kutingytje) in warmen Seen mit hohen Cyanophyceenmaxima; Chitingytje, vorwiegend von Crustaceen und in kleineren, seichten Seen gebildet. Kohlensaurer Kalk spielt bei der Skelettbildung der planktonischen Süsswasserorganismen eine geringe Rolle; die Zelluloseskelette werden am Seeboden bald zerstört. Selten findet man diese Gytjearten annähernd rein. Es finden sich alle Übergänge unter ihnen, und namentlich stets mehr oder minder starke Beimischungen von unorganischen Stoffen. W.-L. schlägt deshalb folgende Terminologie der tieferen Seegrundablagerungen vor:

1. Organisches Material überwiegend	Cyanophyceengytje Diatomeengytje Chitingytje
2. Organisches und unorganisches Material gemischt	Cyanophyceenton Diatomeenkalk Diatomeenton
3. Unorganisches Material überwiegend	Binnenseeton Seekreide

Werden organische Stoffe in zu grossen Mengen zugeführt (Flussdeltas etc.), so entsteht schwarzer Schlamm (sort Dynd); wird das zugeführte Material auf Grund des Reichtums der Wassermasse an Humussäuren konserviert, so entsteht Torf.

Auf den tieferen Seegründen liegen zumeist folgende 8 Schichten übereinander: zu oberst der schwarzbraune, noch kaum als Gytje zu bezeichnende Gesamtniederschlag; darunter eine gelbe, stinkende Schicht, in welcher starke organische Umwandlungsprozesse vorgehen; zu unterst die durchexkrementierte, an organischen Stoffen reiche, ausgearbeitete Gytje, von graublauer Farbe und ohne sonderlich üblen Geruch. Sie geht in grösserer Tiefe vermutlich in koprogenen Binnenseeton über. — Am Schluss regt Wesenberg-Lund eine systematische Kartierung der dänischen Seegründe an. (Vgl. auch Passarge im vorlieg. B. J. No. 130.) W. Wolff.

Digitized by Google

204a. **Westermaier, M.** Die Pflanzen des Paläozoikums im Lichte der physiologischen Anatomie. (Neues Jahrb. f. Mineralogie, Geologie und Paläontologie, Jahrg. 1902, Bd. I, Stuttgart, 1902, p. 99—126.)

204b. **Potonié, H.** Erwiderung auf Professor Westermaiers Besprechung meiner Rede über „die von den fossilen Pflanzen gebotenen Daten für die Annahme einer allmählichen Entwickelung vom Einfacheren zum Verwickelteren." (l. c., 1902, II, p. 97—111.)

204c. **Westermaier, M.** Grundsätzliches zur Beurteilung der Zweckmässigkeit paläozoischer Pflanzen. (l. c., 1903, I, p. 42—58.)

W. sucht die vom Referenten in seiner Arbeit über „die von den fossilen Pflanzen gebotenen Daten für die Annahme einer allmählichen Entwickelung vom Einfacheren zum Verwickelteren" (vgl. B. J. Paläontologie, 1901, p. 458, No. 158b) aufgeworfene und positiv begründete Frage, ob die ältesten bekannten fossilen Pflanzen an Zweckmässigkeit in ihrem Bau hinter den rezenten zurückstanden, negativ zu beantworten.

W. geht von der prinzipiellen Meinung aus, dass sich alle Erscheinungen in der Natur teleologisch deuten lassen müssen; Ref. aber behält die Möglichkeit im Auge, dass mancherlei im Tier- und Pflanzenreiche für das Individuum ganz indifferent, ökologisch bedeutungslos, vergleichsweise unzweckmässig, nutzlos (Zähne des Walembryos usw.), oder wie man sich sonst ausdrücken will, sein könnte. Eine solche Anschauung liegt im Rahmen der Deszendenztheorie, die W. als mit seiner Weltanschauung unverträglich bekämpft. Bei der Niederschrift seiner Rede hat Ref. einmal möglichst alle wesentlicheren Tatsachen zusammenstellen wollen, die sich für die ausgesprochene Annahme verwerten lassen. Ref. hat die vorgeführten Punkte zur Diskussion gestellt.

So ziemlich der wichtigste Begriff in der Kritik W.s ist der der Zweckmässigkeit. Ref. versteht in der Biologie unter zweckmässigen Einrichtungen solche, die zur Erhaltung der Lebewesen beitragen. Danach ist der Begriff der Zweckmässigkeit ein relativer, d. h. es kann etwas Zweckmässiges A durch Besseres B ersetzt werden, und dann wird unter Umständen A neben B nicht mehr bestehen können. Die Pflanzen des Karbons haben „den Gesetzen der Festigkeit ebenso entsprochen wie die uns umgebenden Pflanzen" (Kritik p. 108); es darf aber nicht übersehen werden, dass ein voller, aufrechter, allseitig biegungsfester Zylinder diesen Gesetzen ebenso entspricht wie ein hohler, und doch ist der letztere zweckmässiger als der erstere. W. nimmt aber die Begriffe Unzweckmässigkeit und Zweckmässigkeit in absolutem Sinne, und so muss denn eine Kritik wie 1, die sich nicht zunächst mit der Begriffsauffassung des Gegners beschäftigt, natürlich verwirren. Als Errungenschaft der physiologisch-anatomischen Schule Schwendeners formuliert W. den Satz: „Die harmonische Wechselbeziehung zwischen Bau und Funktion ist ein naturgesetzlicher Grundzug, der den inneren Bau der Pflanzenorgane allseitig beherrscht." Das ist auch des Ref. Auffassung. Nur kann seiner Meinung nach der natürlich stets vorhandene Zusammenklang zwischen Bau und Funktion sich ändern, und Späteres kann besser harmonieren als Früheres."

a) Der 1. Fall, den W. in der „Spezialkritik" behandelt, betrifft den Hinweis des Referenten darauf, dass die „Lagerung der Leitbündel-(Blattspur-) Gewebe bei gewissen älteren Formen gegenüber dem heutigen Verhalten als weniger vollkommen zu bezeichnen ist." W. hat dabei nicht darauf geachtet, dass Ref. hier stets nur von Leitbündeln, nicht von Skelettgeweben spricht, und die Lagerung der erstgenannten nur mit der des Skelettgewebes verglichen

Digitized by Google

ist, und zwar berechtigt durch die Tatsache, dass auch das Leitbündelgewebe sich hinsichtlich seiner Lagerung den vom Ingenieur verlangten Bauprinzipien mehr oder minder annähert. Wer diese Tatsache im Auge behält, dem muss es auffallen, dass z. B. hufeisenförmige (körperlich gedacht, rinnenförmige) Leitbündel bei paläozoischen Farnen vorkommen, die in grosser Erstreckung im Wedelstiel ihre konkave Seite nach aussen richten, „anstatt wie zweckmässig und heute gebräuchlich, nach innen (oben), hin."

b) Deshalb hält Ref. auch seinen nachdrücklichen Hinweis auf die Tatsache, dass nach Massgabe des Zurückgehens in den geologischen Formationen die Gabelverzweigung immer häufiger wird, für wichtig, insbesondere da es ihm nach langer Beschäftigung mit den Belegen für diese Tatsache geglückt ist, eine Erklärung für dieselbe zu finden, die im Sinne der heutigen, dem Entwickelungsgedanken zugeneigten Naturforschung liegt. Es sei, — sagt W. hier u. a. —, „ein gründlicher Irrtum, wenn die Gabelverzweigung von P. typisch mit rechtwinkelig auseinanderfahrenden Strahlen dargestellt" werde; W. fügt hinzu: „in der schematischen Figur". In schematischen Figuren wählt man doch immer „typische" Fälle aus. Nach Auffassung des Ref. muss es alle Übergänge von solchen typischen Fällen zu denjenigen Typen geben, die aus den ersten hergeleitet werden; freilich immer nur für diejenigen, die eine solche Herleitung für möglich halten, nicht für solche, die sie wie W. von vornherein für ausgeschlossen halten.

c) Gegen W.s „entwickelungsgeschichtlich-teleologischen" Gesichtspunkt bemerkt Ref., dass es verkehrt wäre, von der Entwickelungsgeschichte der Individuen eine vollkommene Wiederholung der Entwickelung der Generationen zu verlangen, da sich vieles, zuweilen so gut wie alles, im Verlaufe der Zeiten auslöscht, was wohl die Vorfahren ausgezeichnet hat, jetzt aber nicht mehr zu den Eigentümlichkeiten der betreffenden erwachsenen Individuen gehört.

d) Es ist auffällig, dass die ältesten Blätter die sogen. Paralleladerung (besser Fächeraderung) aufweisen, ohne Querverbindungen der Längsadern, dass erst später Typen mit einfacher Maschenaderung und gar erst seit dem Mesozoikum diejenige Ausbildungsweise vorkommt, die heute die übliche ist, nämlich grössere Maschenadern, die kleinere, von feineren Leitbündeln gebildete umschliessen. Es würde dem Ref. „wie eine Art Blindheit" vorkommen, hier nicht ohne weiteres einzusehen, dass, um die Berieselung einer Fläche (einer Blattfläche) zu bewerkstelligen, die letzte Art der Gestaltung nicht für das Individuum zweckdienlicher sein sollte als die vorhergehende oder gar als die reine Fächeraderung. Man nehme nur an, dass bei der letzteren einmal bei einigen der Adern partiell durch irgend welche Ursachen, z. B. durch mechanische Zerstörung, die Leitungsfähigkeit unterbrochen werde, so wird die ganze oberhalb der Zerstörung befindliche Spreitenpartie von der Berieselung ausgeschlossen, während bei der Maschenaderung, auch wenn einzelne Leitbündel funktionsunfähig geworden sind, dennoch die Möglichkeit offen bleibt, alle Spreitenteile zu berieseln, und das wird der Fall sein, gleichgültig, welche äussere Form auch immer die Blattspreitenteile haben mögen. Experimente, die Ref. in 2 mitteilt, beweisen dies.

e) Ist die Hauptfunktion der Markstrahlen die Leitung in der Radialrichtung der Stengel und Stämme, so ist die radiale Erstreckung der leitenden Zellen geboten. Sehen wir nun trotzdem gelegentlich Längserstreckung der Markstrahlen, so ist es naheliegend, über diese Abweichung nachzudenken, und es ist da unter anderem auch die phylogenetische Anknüpfung solcher Fälle

Digitized by Google

zu erwägen. Ref. hat denn darauf aufmerksam gemacht, dass die vermutlichen ältesten Vorfahren, soweit sie stengelförmige Organe besassen, nur längsgestreckte Elemente in diesem gehabt haben dürften.

f) Der Satz des Ref. von dem „allmählich im Verlauf der geologischen Formationen immer ausgesprochener an den Fossilien auftretenden nachträglichen (sekundären) Dickenwachstum durch Zunahme des Holzkörpers" bezieht sich auf das gesamte Pflanzenreich, nicht auf den Spezialfall, der uns bei dem Farn entgegentritt, den W. herausgreift.

g) Die Einwendung von W. gegen des Ref. Hinweis auf den häufiger zentralen Bau der älteren aufrechten Farnstämme gegenüber dem heute ausgesprochenen hohlzylindrischen erledigen sich durch das unter a) Angedeutete.

h) In der Kritik W.s über den Leitbündelverlauf der Protocalamariaceen und Calamariaceen verwechselt er die jugendlichen Sprosse mit denen, die schon sekundären Holzdickenzuwachs besitzen.

In der Schrift 8 tritt W. in „eine prinzipielle Erörterung über seine Naturauffassung und Weltanschauung" ein. Er glaubt aus dem Vergleich der Aufsätze des Ref. den Schluss ziehen zu sollen, dass letzterer einen „Rückzug" angetreten habe (was sich daraus erklärt, dass W. andere Begriffe mit den Terminis verbindet als Ref.).

*205. **White, David.** Memoir of Ralph Dupuy Lacoe. (Bull. Geol. Soc. Am., vol. 18, 1901, p. 509—515.)

L. hat 1884 einen Katalog der paläozoischen Pfl. Nordamerikas herausgegeben.

206. **White, David.** Description of a fossil alga from the Chemung of New York with remarks on the genus Haliserites Sternberg. (Report of the New York State Paläontologist, 1901, Albany, 1902, p. 593—608, Taf. 3 u. 4.)

W. nennt die beschriebenen *Fucus*-ähnlichen Reste *Thamnocladus clarkei* n. g. et sp.

207. **White, David.** A new name for *Buthrotrepis divaricata* D. W. (Proc. Biol. Soc., Washington, vol. XV, April 1902, p. 86.)

Nennt obige Pflanze, da Name bereits durch Kidston vergeben, *Buthrotrepis speciosa* (Ober-Silur von Kokomd).

208. **White, David.** Stratigraphy versus Paleontology in Nova Scotia. (Science N. S., XVI, 1902, p. 282—285.)

W. rechnet mit Kidston die fossil-führenden Schichten von Riversdale nicht zum Mitteldevon, sondern zum Karbon wegen des Vorkommens von *Megalopteris*, die nicht tiefer als in der Pottsville serie vorkommt.

209. **White (David), Marius Campbell, R. and Haseltine, Robert M.** The northern appalachian coal field. **White** and **Campbell,** The bituminous coal field of Pennsylvania (p. 127—200). **White,** The bituminous coal field of Maryland (p. 201—214). **Haseltine,** The bituminous coal field of Ohio (p. 215—226). (22 annual report of the Geological survey 1900—1901, Part III, Washington 1902, p. 125—226.)

Es werden die geographischen und geologischen Verhältnisse beschrieben und es wird auch auf National-Ökonomisches eingegangen.

*†210. **Wieland, G. R.** Cycadean Monoecism. (Amer. Journ. Sci., 4th ser., VIII, p. 164, 1899.)

Ausser diözischen gibt es auch monözische Benettiteen. (Nach Zeiller, R. p. 62.)

Digitized by Google

†211. **Wieland, G. R.** Notes on living Cycads. I. On the Zamias of Florida. (The American Journal of science, vol. XII, 1902, p. 381—388.)

Macht aufmerksam auf die locker verzweigten Exemplare von *Zamia floridana*, die dadurch an die dicht verzweigten klumpigen Stämme von *Cycadoidea Marshiana* erinnern.

212. **Wittmack, L.** und **Buchwald, J.** Pflanzenreste aus der Hünenburg bei Rinteln an der Weser und eine verbesserte Methode zur Herstellung von Schnitten durch verkohlte Hölzer. (Ber. d. Deutschen Botanischen Gesellschaft, Bd. XX, Berlin, 1902, p. 21—31 und Taf. III.)

Die bei Ausgrabungen der Hünen- oder Frankenburg zutage geförderten verkohlten Pflanzenreste bestanden hauptsächlich aus Getreidekörnern mit einigen Samen von Unkräutern, ferner aus Resten von Holz und eines Leinengewebes. Es fanden sich *Triticum vulgare* und *compactum*, *Secale cereale*, *Hordeum*, *tetrastichum* und *distichum* (also Weizen, Roggen und Gerste), *Avena sativa*. von Unkrautsamen solche von Gramineen, *Polygonum*-Arten, *Agrostemma githago*, Kruziferen u. dgl. Die Holzreste wurden bestimmt als solche von *Fagus*, *Quercus*, *Salix*, *Fraxinus* und *Tilia*.

Die verkohlten Hölzer wurden vorsichtig auf Platinblech oder im Tiegel verascht. Das sich bildende Aschenhäufchen, das natürlich nicht zerfallen darf, brachten die Autoren vorsichtig in heisses Paraffin, das sich nach dem Erkalten zu feinen Schnitten verarbeiten lässt. Letztere rollen sich und müssen zur Aufrollung auf dem Objektträger erwärmt werden. Das Paraffin wird dann mit erwärmtem Xylol ausgewaschen, man setzt dem Präparat einen Tropfen Kanadabalsam zu und legt ein Deckglas darauf. Die ganze Manipulation muss natürlich sehr vorsichtig geschehen, damit die Asche nicht auseinanderrinnt.

218. **Worsdell, W. C.** The evolution of the vascular tissue of plants. (Botanical Gazette, vol. XXXIV, No. 8, September, 1902, p. 216—228, Fig. 1—7.)

Als primitiven Typus gegenüber den danach beschriebenen erklärt Verf. (entsprechend der Anschauung des Referenten) den Stengelbau mit zentralem Xylem umgeben von einer Phloëmzone (Protostele). Der nächste Zustand in der Entwickelung des Leitbündelsystems unterscheidet sich vom ersten durch das Vorhandensein eines Markkörpers. Der 8. Typus ist „solenostele", d. h. ein Hohlzylinder aus Xylem, der innen und aussen Phloëm besitzt. Davon leitet W. den „dialystelen" Typus ab, bei dem der Zylinder in einzelne Bündel zerfällt. Die kollateralen Bündel mit Xylem innen und Phloëm aussen entstehen, durch Reduktion des Innenphloëms (wie vom Ref. schon früher betont). Der primitivere Typus unter den kollateralen Bündeln ist der mesarche (a), der spätere der endarche (b), d. h. bei a liegt das Protoxylem inmitten des Primärxylems, bei b jedoch ganz zentripetal gelagert.

214. **Zalessky, M.** Ein Verzeichnis von Pflanzenresten aus den Steinkohlenablagerungen des Donezbassins, die im Geologischen Kabinett der Jekaterinoslawschen höheren Bergschule aufbewahrt werden. (Annal. f. Mineralogie und Geologie Russlands, herausgeg. von N. Krischtafowitsch, Bd. V, Lief. 4 u. 5, Neu-Alexandria, 1902, p. 99—100.)

Führt 88 „Arten" auf, namentlich aus Schächten unweit Gorlowka. (Man ersieht aus der Flora, dass es sich um eine solche des mittleren produktiven Karbons handelt. — P.)

215. **Zalessky, M.** Sur quelques Sigillaires recuellies dans le Terrain Houiller du Donetz. (Mémoires du Comité Géologique, vol. XVII, No. 3 et

Digitized by Google

dernier, 1902, 20 Seiten. 4 Tafeln, p. 1—16 russisch, p. 17—20 Résumé französisch.)

Z. hat die Arten nach Brongniart und Zeiller bestimmt. Folgende Arten gibt er aus den Gruben von Pavlowka an: *Sigillaria scutellata* Brongn., *S. subrotunda* Brongn., *S. Schlotheimi* Brongn., *S. elongata* Brongn., *S. rugosa* Brongn., *S. Deutschi* Brongn., *S. Davreuxi* Brongn., *S. mamillaris* Brongn. Bei einem Teil der Stücke von jeder Art ist die nähere Fundortsangabe „fosse No. 28" beigefügt. Die Form der Blattnarben fast aller der von diesen acht Arten abgebildeten Stücke scheint dem Ref. mit der von *S. mamillaris* übereinzustimmen. In der Ausbildung der Rippen und deren Skulpturierung bestehen augenfällige Unterschiede. Die abgebildete Sigillarienflorula von Pavlowka hält Ref. für durchaus übereinstimmend und wohl gleichalterig mit der ihm bekannten der Saarbrücker Schichten (Fettkohlenpartie) im Saargebiet. — Z. bildet ferner ab von Gorlowka Fosse No. 1: *S. laevigata* Brongn., *S. tesselata* Brongn., *S. camptotaenia* Wood. — Von Merowka: *S. laevigata*. — „Fouille près du ravin Doljik, Novopavlowka: *S. elongata* Brongn. — Ohne Abbildung erwähnt ist *S. reniformis* Brongn. W. Koehne.

216. **Zeiller, R.** Nouvelles observations sur la flore fossile du bassin de Kousnetzk (Sibérie). (Compt. rend. de l'académie des sciences, Tome CXXXIV, No. 16 [21 Avril 1902], Paris, p. 887—891.)

Schon 1896 hat Z. Zweifel an der Zugehörigkeit der Flora des Beckens von Kusnezk (nördlich des Altaï) zum Jura geäussert, da die von Schmalhausen 1879 aus demselben beschriebenen Arten enge Beziehungen zu solchen aus dem Perm zeigten. Die Untersuchung zahlreicher Pflanzenreste von dem genannnten Fundort hat Zeiller nun gezeigt, dass es sich in der Tat — wie schon P. von Tchihatcheff 1849 annahm — um Perm handelt.

Es sind

Schmalhausens:	nach Zeiller:
Cyathea Tchihatchewi	= *Pecopteris leptophylla* Bunbury des Perm.
Cyclopitys Nordenskiöldi	= *Annularia (stellata?).*
Rhiptozamites Goepperti	= *Cordaites.*
Pecopteris whitbyensis Brongn.	= *Neuropteris adnata* Goepp., verwandt mit perm. Arten aus Virginien wie *Callipteridium Dawsonianum* und *odontopteroides.*

Ausserdem liegen Z. vor eine *Neuropteris aff. Planchardi* Zeill. des unt. Perm und *Callipteris*-Arten, u. a. *C. conferta.*

Die sibirische Permflora wäre danach eng mit den europäischen und nordamerikanischen gleichzeitigen Floren verknüpft; sie unterscheidet sich nur durch einige Sondertypen wie *Phyllotheca*, so dass die Ähnlichkeit mit der indischen *Glossopteris*-Flora geringer als erwartet ist. (Ich habe manche der Reste gesehen, vermag aber namentlich die ausschlaggebenden *„Callipteris"*-Reste nicht als solche zu bestimmen; es handelt sich um *Cycadopteris*-Ähnliches. Ich halte die Flora für eine jurassische. Vgl. meine Arbeit in dem Werk von Futterer 1908. — P.)

Digitized by Google

217. **Zeiller** überreicht der Akad. 1. den Atlas seiner Arbeit über die fossile Flora der Kohle führenden Schichten Tonkins, 2. einen Separatabdruck über einige fossile Pflanzenarten des Kimmeridge von St. Maria de Meya. (Compt. rend. de l'Acad. d. sciences, T. CXXXV, No. 19 [10. Nov. 1902], Paris, p. 769—770.)

Die Kohlen „du bas Tonkin" und die meisten von Südchina, so die von Taï-Pin-Tchang nördlich Yun-Nan gehören zum Rhät, während diejenigen von Yen-Baï am „haut fleuve Ronge" zum Tertiär zu rechnen sind.

218 a. **Zeiller, R.** Observations sur quelques plantes fossiles des Lower Gondwanas. (Comptes rendus de l'Académie des sciences vom 20. Oct. 1902, Paris, p. 619.)

218 b. **Zeiller, R.** Observations sur quelques plantes fossiles des Lower Gondwanas. (Memoirs of the Geological Survey of India, Paläontologia Indica. New Series, vol. II, Calcutta, 1902, 40 pp. u. 7 Tafeln.)

1. ist eine vorläufige Mitteilung der unter 2 genannten Arbeit, die als Nachtrag zu den Arbeiten von Ottokar Feistmantel gedacht ist. Insbesondere haben Ergänzungen erfahren die *Glossopteris*-Arten mit ihren Rhizomen, den Vertebrarien. Von *Equisetales* beschreibt Verf. eine neue *Schizoneura* (*S. Wardi*)- und eine neue *Phyllotheca (P. Grisebachi)*-Art. Ein *Araucarites (A. Oldhami* n. sp., ein beblätterter Zweig) erinnert sehr an gewisse lebende Formen der Untergattung *Colymbea* und ein Blatt mit kreisförmiger Spreite, deren Rand gezähnt ist, und das einen langen Stiel besitzt, scheint zu den Ginkgoaceen zu gehören; für diesen letztgenannten neuen Rest nennt Z. *Ottokaria bengalensis* n. g. et sp. Ausserdem werden als neu beschrieben *Glossopteris tortuosa* und *Cardiocarpus indicus*. *Glossopt. indica* und *communis* sind synonym. Bei *Gloss. indica* fanden sich schuppenförmige Blätter und Übergänge zu vollentwickelten Laubblättern. *Dictyopteridium sporiferum* Feistm. ist vielleicht eine Wurzel oder ein Rhizom.

219 a. **Zeiller, René.** Sobre algunas impressiones vegetales des Kimeridgense de Santa Maria de Meyá. Provincia de Lérida (Cataluña). (Memorias de la real academia de ciencias y artes de Barcelona, vol. IV, No. 26, Barcelona, 1902, 14 pp. u. 2 Tafeln).

219 b. **Zeiller, René.** Sur quelques empreintes végétales du Kimméridien de Santa María de Meyá, Province de Lérida en Catalogne (Espagne). (l. c., p. 15—27 u. 2 Tafeln.)

Gibt an *Sphenopteris* cf. *microcladia* Sap., *Zamites* cf. *acerosus* Sap., *Pagiophyllum cirinicum* Sap., cf. *Cordaicladus*, der vielleicht Blätter von *Yuccites* getragen hat, *Pityophyllum flexile* n. sp., *Pseudosterophyllites Vidali* n. sp. Die letztgenannte Art erinnert im Habitus sehr an *Asterophyllites grandis* aus dem Karbon, aber die Blätter stehen nur scheinbar quirlig. Es sind zwei gegenständige Blätter vorhanden und jedes dieser Blätter trägt im Winkel eine Achse, die wieder gegenständige Blätter trägt. Diese Kurztriebe können sich verlängern. *Pseudoasterophyllites cretaceus* Velen. zeigt denselben Bau; vielleicht handelt es sich in dieser Gattung um eine Cupressinee.

220. **Ziška, W.** Beitrag zur Theorie, wie die Schichten überhaupt und die Steinkohlenflötze insbesondere entstanden sind. (Verhandlungen der Gesellschaft deutscher Naturforscher und Ärzte, 73. Versammlung zu Hamburg, 22.—28. Sept. 1901, 2. Teil, 1. Hälfte, Naturw. Abteilungen, F. C. W. Vogel in Leipzig, 1902, p. 281—232.)

*221 a. Protokoll der 45. Sitzung der Zentralmoorkommission 11.—13. Juni 1900. Berlin, 1900.

* Desgleichen der 46. Sitzung 10.—12. Dez. Berlin, 1901.

Digitized by Google

221 b. Desgleichen der 48. Sitzung 18., 14. und 16. Dezember 1901. Berlin, 1902.

221 c. Desgl. der 49. Sitzung 7.—11. Juli 1902. Berlin. 1902.

In dem Protokoll der 47. Sitzung findet sich eine kurze Schilderung der Genesis der Moore der Bayerischen Hochebene (nach A. Baumann), verf. von Tacke.

XX. Teratologie.

Karl Schumann † und Friedrich Fedde.

Sachregister:

Da diesmal die Titel alphabetisch nach dem Namen der Verfasser geordnet wurden, so folgt zur besseren Übersicht dieses Sachregister, in dem sowohl die Pflanzennamen, wie auch die beschriebenen teratologischen Erscheinungen aufgeführt werden.

Die Zahlen zeigen die Nummern der Berichte an. Fedde.

Abelia 180.
Abietineae 157.
Acer 89, 159.
Agave americana 51.
Ailanthus 99.
Albinismus 21, 29, 151.
Alchemilla 88.
Allium Cepa 55.
Alnus 161.
Aloysia 181.
Amydalus persica 80.
Anemone nemorosa 181.
Anthemis 76.
Anthurium 20, 89.
Antirrhinum 79, 107, 112.
Armeria 17.
Aristolochia Sipho 140, 141.
Avena 128.

Begonia 18, 114, 116, 171.
Betula 158.
Birne 81.
Blattläuse 5.
Blätter, trichterförmige 88.
Blätter, abnorm verzweigte 164.
Blattstellung, veränderte 180, 181, 166.
Blüten, dimere 15.
Blüten, gefüllte 68, 78, 120, 188, 148.
Blüten, verwachsene 18, 95, 98.
Blütenstand mit Adventivsprossen 51.
Blumenblätter, hypopeltate 127.
Blumenblätter mit Antheren 61.
Blumenkrone, verdoppelt 116.
Brassica 12.

Calanthes 119c.
Canna 35.
Carduus 29, 142.
Carex 9.
Cattleya 81, 104, 105.
Centaurea calcitrapa 49.
Chloranthie 17, 49, 52, 76, 79, 98, 97, 119, 171, 176, 179, 182.
Chrysanthemum 76, 118, 161.
Cirsium 142.
Citrus aurantium 4, 28, 84, 46, 59, 189, 160, 162.
Citrus decumana 180.
Citrus medica var. *digitata* 10.
Compositae 142.
Convallaria majalis 169.
Crepis 142.
Cucumis 87, 98, 115.
Cupularia 88.
Cyclamen 42, 101.
Cymbidium eburneum 1.
Cypripedium 15, 24, 86, 100, 108, 117, 152.

Daphne 170.
Dendrobium Dalhousieanum 109.
Dendrobium Falconeri 88.
Dendrobium Wardianum 6.

Digitized by Google

Dianthus Caryophyllus 76.
Digitalis 47, 61, 125.
Digitaria 146.
Dimerie, abnorme 117.
Doppelspreitenbildung 20, 40, 119b, 122, 140, 141.
Durchwachsung 81, 82.

Echium vulgare 178.
Epilobium 149.
Erica tetralix 21.
Euphorbia 161.

Fagus silvatica 186, 161.
Fasziation 8, 58, 68, 85, 102, 124, 182, 156, 170, 178.
Fichte (Schlangenfichte) 8.
Ficus 28, 56, 88, 158.
Fragaria 94, 110, 151.
Fuchsia 13.

Galanthus nivalis 126.
Galega 161.
Gloxinia 92, 111.

Habenaria bifolia 68.
Helenium autumnale 182.
Helianthus 7.
Heteradelphie 150.
Hibiscus 36.
Hordeum 48, 148.
Hypoascidien 28, 24.

Jasminum grandiflorum 76.

Ilex 102.
Ilex myrtifolia 54.
Iris reticulata 77.
Iris persica 95.

Kartoffel 185.
Keimblätter, Anomalien daran 25, 154, 159.
Knautia arvensis 120.
Kohl 12.

Laelia Digbyana × *Cattleya Schroederi* 2.
Lathyrus latifolius 107.
Lavandula 174.
Leucojum vernum 96.
Lilium 68.
Linaria seriata 76.
Linaria Pancicii 168.
Lychnis flos cuculi 21.
Lycopersicum 65.

Mais 14, 69.

Nebenblätter, abnorme 186.
Nicotiana alata 145.

Odontites lutea 165.
Orangen 4, 28, 84, 46, 59, 189, 160, 162.
Orchideen 157.
Ornithogalum umbellatum 76.

Papaver Rhoeas 184.
Paphiopedilum 64.
Parasitismus, Füllung verursachend 120.
Paris 129.
Passiflora 161.
Pelargonium 80, 57, 188.
Pelorien 1, 2, 47, 105, 112, 168.
Peritoma 29.
Peronospora 120.
Phaseolus 25, 150.
Picea 70, 144.
Pinus 58, 66.
Pistacia 5.
Plantago maior 188.
Podocarpus 72.
Polycotylie 25, 159.
Polyphyllie 76.
Potentilla 110, 127, 179.
Poterium Sanguisorba 8.
Primula 52, 97.
Proliferie 94, 110, 138, 146, 181.
Prunus 62.
P. Laurocerasus 76.
P. spinosa 76.
Puccinia 142.
Pyrethrum 106.

Quercus 11, 89, 58.

Ranunculus 161.
Rhamnus Frangula 124.
Richardia 40, 119b.
Robinia pseudacacia 128.
Rosa 33, 71, 107, 181.
Rubus 84.

Salix hippophaefolia 22.
Scabiosa columbaria 120.
Schlangenfichte 8.
Scutellaria 21, 44.
Sedum maximum form. *purpurascens* 60.
Sequoia gigantea 45.
Sonchus 142.
Stenoglottis 182.
Synanthie 101, 109.
Syringa vulgaris 78.

Tacca costata 91.
Taraxacum 142.
Trifolium 88, 167.
Trillium 121.
Tulipa 66, 90, 98, 188.
Tulipa silvestris 26.
Typha 41, 82.

Ulmus 164.

Vaccinium 87.
Valeriana arizonica 85.
Vergrünung 17, 52, 76, 79, 98, 97, 119, 171, 176, 179, 182.
Verwachsung zweier Äste 70.
Verwachsung von Blättern 76.
Vicia 5.
Vitis vinifera 76, 119, 122.
Viviparie 72.

Zamia 168.
Zantedeschia 16, 75.
Zea Mays 14, 69.

Digitized by Google

1. **Anonym.** Peloria in *Cymbidium eburneum*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 254.)

2. **Anonym.** Peloria of *Laelia Digbyana* ♀ × *Cattleya Schroederae* ♂. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 285, 1 fig.)

3. **Anonym.** Eine Schlangenfichte. (Schweiz. Zeitschr. für Forstwesen, LIII, 47, 48, 1 fig.)

Nicht gesehen.

4. **Anonymus.** Abnormal oranges. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 64.)

Unter den von Alcira in Spanien in London eingeführten Apfelsinen waren 10 % abnorme, welche eine kleine Frucht umschlossen von der Schale enthielten; 30 % in derselben Kiste waren samenlos. Die erwähnte Erscheinung wiederholt sich sehr häufig in der Ladooorange von Dekkam.

5. **Armitage, Miss.** Malformed vetch leaflets. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 282.)

Die Blättchen einer Wicke waren so verändert, dass sie den Hülsen der Pflanze ähnlich sahen. Ähnliche Erscheinungen werden an *Pistacia* durch Blattläuse bedingt.

6. **Arnold, Thos.** Deformed flower of *Dendrobium Wardianum*. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 329.)

Aus einer alten Bulbe war eine neue entwickelt, die einen Blütenstiel entwickelte. Die Blüte bestand nur aus einem grossen Kelchblatt, das an den Rändern eingefaltet war.

7. **Ballard.** Sunflower, replacement of flowers by scales. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 347.)

Jedes Blütchen wurde vertreten durch eine solide Achse mit zahlreichen Schuppen besetzt, welche mehr oder weniger intensiv purpurrot gefärbt waren. In deren Achseln waren ähnliche Körper entwickelt. Keine Spur der wesentlichen Organe war vorhanden.

8. **Baroni, E.** Notizie sopra un caso di fasciazione nel *Poterium sanguisorba*. (B. C., LXXXIX, 361.)

9. **Behrendsen, W.** Teratologische Beobachtungen bei einigen *Carex*-Arten. (Verh. bot. Ver. Prov. Brandenburg, XLIII, 107—111.)

10. **Berger, A.** *Citrus medica* var. *digitata*. (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 71 Abb.)

Buddhasfinger wird hauptsächlich in Fokien, China, kultiviert. Die Form gehört nicht zu *C. aurantium*, sondern zu *C. medica* subsp. *Cedra* Risso; sie ist strauchartig und bedornt, der Blattstiel ist nicht so deutlich abgegliedert, wie bei den Zitronen. Die längste Frucht mass 8 Zoll in der Länge. Digitate Formen der Früchte finden sich auch bei anderen Agrumi. Eine schöne Abbildung erläutert die Tracht des Baumes.

11. **Bird.** *Acorus* striped. (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 408.)

Die Eicheln eines Baumes waren sehr klein und quer gestreift.

12. **Blanc, Léon.** Chou portant sur la nervure médiane des organes. (Ann. soc. bot. Lyon, XXVI, 21, Compt. rend.)

Die Anhänger auf dem Kohlblatt waren so gross, dass sie fast das Bild einer Fasziation erzeugten.

13. **Blanc, L.** Fleur de *Fuchsia* deformée. (Ann. soc. bot. Lyon, XXVI, Compt. rend., 40.)

Die Blüte bestand aus zweien, die verwachsen waren.

Digitized by Google

14. **Blaringhem, L.** Remarques sur du Maïs tératologique dit Maïs dégénéré. (Compt. rend. Soc. Biol., 1902, p. 1487.)

15. **Belleter, E.** Dimere Blüten von *Cypripedium Calceolus* L. (Vierteljahrsschrift d. Züricher Naturf. Ges., XLVI [1901], pp. 178—174, mit 2 Tafeln.)

16. **Bornemann, G.** Monströser Blütenstand von *Zantedeschia*. (Gartenfl., LI, 815, Berichtigung 412.)

Eine doppelspathige *Z. hibr. Solfatara* (*Z. Elliottiana* × *Adlami*). Die äussere Spatha war zur Hälfte weiss; Vortragender glaubt, dass die Ursache in zu starker Düngung liegen könne.

17. **Bowles.** *Armeria plantaginea* foliaceous. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 421.)

Die Brakteen unter dem Köpfchen waren, wie nicht selten bei *Plantago*, in Blätter umgebildet.

18. **Brown, S.** Begonias. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 255.)

An Blüten von Knollenbegonien waren die Antheren durch Narben ersetzt; auf den Oberseiten der Petalen sassen unvollkommen entwickelte Ovula.

19. **Buchenau, Fr.** Bot. Miscellen. (Bot. C., LXXXIX, 889.)

20. **Buchholz, J.** Variationen bei *Anthurium Andreanum*. (Gartenflora, LI, 27.)

Doppelspathen und ähnliche teratologische Vorkommen an *A. Scherzerianum* und anderen Arten waren längst bekannt. André berichtet in Rev. hort. über gleiche Erscheinungen an *A. Andreanum*. Er beobachtete Verdoppelung in Verbindung mit Albinismus und Vergrünung (*Ant. Andr.* f. *bispatholeucum* und *bispathochlorum*). Im ersten Falle ist die Spatha bis 20 cm lang; sie wird nach oben hin allmählich grassgrün. Bei der zweiten Form wird die Spatha bis 30 cm lang.

21. **Burbidge, F. W.** White flowers. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 182.)

Bei Castle Archdale, Irland, fand Verf. weissblühende Formen von *Lychnis flos cuculi* und *Scutellaria galericulata*; sie standen auf Stellen des Lough Erneufers, die durch Senkung des Wasserstandes freigelegt worden waren: *Erica tetralix* weissblühend (s. G. Chr. l. c. 204).

22. **Camus, E. G.** Note sur une monstruosité d'origine parasitaire du *Salix hippophaefolia* Thuill. (Bull. Soc. bot. France, XLIX [1902], pp. 70 bis 71, Pl. I.)

23. **De Candolle, C.** Nouvelle étude des Hypascidies de *Ficus*. (Bull. hb. Boiss., 2 sér., II, 758.)

Schon früher hatte Verf. gezeigt, dass es Feigenbäume in dem Garten von Kalkutta mit Schlauchblättern gibt, deren innere Fläche durch die Unterseite des Blattes gebildet wird; sie stammen als Stecklinge von einem als heilig angesehenen Baume. Das Bild eines dieser Bäume ist wiedergegeben (t. 8), ebenso sind die Blätter photographisch dargestellt (t. 9); dieser wie der zweite, etwas grössere Baum haben noch nicht geblüht. Verf. erhielt lebendes Material aus Kalkutta und konnte die Entwickelungsgeschichte der Schlauchblätter, sowie die Anatomie studieren. Die Stipeln haben, wenn sie vollkommen entwickelt sind, 8 cm Länge und sind aussen fein behaart wie die übrigen Teile des Blattes; die Haare sind einzellig und zugespitzt; in der Mitte findet sich häufig in der Mediane der Aussenseite eine Emergenz oder ein Paar derselben in der Form einer sehr verlängerten Ellipse (6 mm : 1 mm),

Digitized by Google

Die jungen Blätter sind kahl und ein wenig konkav-konvex; der Schlauch macht sich durch Vertiefung der Höhlung erst bemerkbar, wenn die Blätter 1,5 mm lang sind; bei dieser Grösse beginnen die Nerven sich zu differenzieren, die bei 8 mm deutlich werden.

Die Hypoascidieen von *Ficus* sind hypopeltate Blätter (feuilles hypopeltées), die man bisher unter den eigentlichen Blättern nicht kannte, sondern nur bei Brakteen, Stipeln usw. beobachtet hatte. Die Blätter stehen zuerst aufrecht, erst später senken sie sich, bis sie sogar die Hängelage annehmen können. Später werden die Blätter kahl, ohne aber vollkommen kahl wie *Ficus bengalensis* zu werden. Trotzdem meint die Sage, dass die Pflanze mit Schlauchblättern aus dem heiligen *F. bengalensis* entstanden sei und dass Krischna die Wunder hervorgebracht hätte. Verf. bespricht noch die *F. tomentosa*, glaubt aber schliesslich, dass diese Feige mit den Schlauchblättern eine neue Art ausmacht.

24. **De Candolle, Casimir.** Un cas de monstruosité chez un *Cypripedium*. (Bull. hb. Boiss., 2. sér., III, 857.)

Ein Exemplar von *C. Helvetia* Froebel (*C. Chamberlaynianum* O. Brien × *C. philippinense* Rchb.) aus dem Garten von W. Barbey zeigte eine abnormale Blüte. Das Labell war verkehrt, so dass es die Konkavität nach den Sepalen wendete, die Dorsalseite bildete also das Innere des Schuhes; es war eine Hypoascidie. Penzig hat zwei Formen der Epiascidien unterschieden, je nachdem sie durch die Verbiegung des Grundes oder Endes des Blattes enstehen. Dieselben beiden Mannigfaltigkeiten weist Verf. bei den Hypoascidien nach; die des *C. Helvetia* gehört zu den apikalen.

25. **Cevidalli, A.** Policotilia ereditaria ed anomalie varie nel *Phaseolus vulgaris*. (Atti Società Naturalisti di Modena, Ser. IV, vol. 2, S. 278—289, mit 2 Tafeln.)

Bei einer Aussaat von *Phaseolus vulgaris* L. beobachtete Verf. im April 1896 unter 20 Pflänzchen eines, welches statt zwei drei regelmässige Kotylen besass. Durch Aussäen der Samen dieser einen Pflanze im nächsten Jahre und durch jährlich gleich fortgesetzte Auslese erhielt Verf. im fünften Jahre (1900) nicht weniger als 93,88 % von Pflanzen mit mehr als zwei Kotylen, so dass er sich veranlasst sieht, eine eigene Varietät, *polycotylis*, aufzustellen. Unter den aufgegangenen Gewächsen gab es solche mit 8, mit 4 und selbst mit 5 Keimlappen, ausserdem noch solche mit zahlreichen Übergängen, d. i. mit einem oder mit zwei Kotylen, die verschieden tief eingeschnitten waren. Auch befanden sich nicht immer alle Kotylen auf gleicher Höhe in einem Wirtel beisammen.

In Übereinstimmung mit solcher Unregelmässigkeit entwickelten die Pflanzen auch eine abweichende Blattstellung; entweder waren die Laubblätter, bis zu acht Knoten hinauf, gegenständig und wurden erst höher oben wechselständig; oder am ersten Knoten standen drei und selbst vier Laubblätter beisammen; die Blätter selbst waren auch nicht immer dreizählig, und die Spreiten wiesen gleichfalls Unregelmässigkeiten auf. Zuweilen gelangten in der Achsel der Kotylen mehrere atrophische Blätter zugleich oder ein Zweig mit verwachsenen Blättern zur Entwickelung; aber alle diese Gebilde starben bald darauf ab.

Im anatomischen Baue bemerkt man, sowohl in der Wurzel als auch im hypo- und im epikotylen Stengelteile, eine von der regelmässigen abweichende Zahl von abwechselnden Holz- und Bastbündeln.

Digitized by Google

Blüten und Früchte waren ganz regelmässig; bei den Samen bemerkt man hingegen ganz deutlich auf einer oder auf beiden Seiten eine Furche oder eine erhabene Leiste.

Mit Rücksicht auf die Ansichten Guignards (1899) und Manns (1891) für analoge Vorkommnisse, hält Verf. die Polyembryonie als Ursache der Polykotylie mit einer besonderen teleologischen Ausbildung der überzähligen Keimlappen. Solla.

26. **Chapman.** *Tulipa silvestris.* (Gard. Chr., 8. ser., XXXI, 330.)

Nördlich von Newcastle on Tyne ist die Pflanze ein gemeines Unkraut in einem Gehölz, wo Hunderttausende wachsen, aber niemals blühen. Im Garten gepflanzt, entwickelten sie nach drei Jahre Blüten, die meist gepaarte waren.

27. **Chateau, E.** Notes tératologiques. (Bull. soc. hist. nat. Autun, XIV [1901], C.-R., pp. 192—201.)

28. **Citerne, P.** Oranges anormales. (Bull. Soc. Sci. nat. Ouest. Nantes, T. XII [1902], pp. XVII—XVIII.)

29. **Cockerell, T. D. A.** Notes on southwestern plants. (Torreya, II, 42.)

Peritoma serrulatum kommt gelegentlich in Colorado und New Mexiko weissblütig vor, aber westlich von Peach Springs herrscht sie als alleinige Form. *Carduus ochrocentrus* findet sich in einer weissblütigen Form.

30. **Cooper.** Pitches on Leaf of *Pelargonium.* (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 285.)

An Stelle der Infloreszenz befand sich „a funnelshaped leafy cup".

31. **Cogniaux, Alfred.** *Cattleya labiata* à deux labelles. (Chron. Orchid., 1902, p. 369.)

32. **Conrad, Henry S.** Fasciation in the sweet potato. (Publ. univ. Pennsilv. Bot., II, 205—215, 1 Taf.)

33. **Cornaz, Ed.** Trois cas de tératologie végétale. (Arch. sc. phys. nat., XIII, 518.)

Handelt von der Blättern von *Trifolium hybridum* und *Alchemilla asterophylla*, sowie von den Kelchblättern von *Rosa pimpinellifolia alpina.*

34. **Costerus, J. C.** Dubbele Chinaasappels. [Doppelte Orangen.] (De Natuur, 1902, 6 pp., 5 fig.)

Nicht gesehen.

35. **Costerus, J. C.** Opmerkingen over den bouw der bloemen van *Canna* naar aanleiding van eenige waargenomen afwykingen. (Nederl. Kruidk. Arch., III, D. 2, pp. 807—813, 5 figg.)

36. **Dale, Elizabeth.** Investigations on the abnormal outgrowths or intumescences on *Hibiscus vitifolius* L. (Philos. Trans. R. soc. London, CXCIV, B. 168—182, 2 fig.)

37. **Deane, W.** Albino fruits of Vacciniums in New England. (Rhodora, 1901, pp. 268—266.)

38. **Delacour et Gerber.** Branches anormales du *Cupularia viscosa* des environs d'Ajaccio. (Bull. ass. franç. avanc. science, XXI. session à Ajaccio, 1901, Paris, 1902.)

39. **Dicks.** Maple branches coherent. (Gard. Chron., 8. ser., XXX, 378.)

Der Ahornzweig war längs gespalten; ein ähnliches Verhalten berichtet Wilks von einer Eiche.

40. **Douglas.** Double spathe of *Richardia Elliottiana.* (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 204.)

Digitized by Google

Die demonstrierte doppelspathige Form war bemerkenswert, weil die Spathen tief fiederteilig waren.

41. **Ducamp, Louis.** Note tératologique sur le *Typha latifolia* L. (Compt. rend. Ass. franç. Av. Sci., XXX. Sess., II. Pt. (1902), pp. 523—524, 1 fig.)

42. **Denman, J.** The sporting peculiarity of the Persian *Cyclamen*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 266.)

Nur *Cycl. persicum* hat die ganz ausgesprochene Neigung, Abweichungen in Farbe der Blüten usw. (sogenannte Sports) hervorzubringen, die anderen Arten besitzen eine viel höhere, z. T. vollkommene Konstanz; die Abänderungen sind nicht „specific characters", weil sie nicht unbedingt aus Samen wieder erscheinen.

43. **Eichler.** Pflanzliche Bildungsabweichungen. (Jahrb. Ver. Vaterländ. Naturk. Württembg., LVIII, pp. LXXI—LXXII.)

44. **Fernald, M. L.** An anomalous skullcap [*Scutellaria*]. (Rhodora, 1902, pp. 187—188, pl. 38.)

Siehe Jahresbericht XXX (1902), 1. Abt., p. 688, n. 814.

45. **Fish, D. S.** A weeping *Sequoia gigantea* at Dalkeith. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 388 Abb.)

Der Baum ist 26 Jahre alt und 19½ Fuss hoch, bis unten belaubt mit stark hängenden Zweigen. Nach J. Mayne ist die Form schon 1871 in den Handel gebracht worden. (G. Chr., XXXII, 28.)

46. **Focken, H.** Une monstruosité du *Citrus aurantium*. (Rev. gén. bot., XIV, 96—100, 8 Fig.)

Es handelt sich um eine zweite kleine Orange, welche von der Frucht eingeschlossen am Scheitel sitzt und mit einem vollkommen entwickelten Epikarp versehen ist; drei mässige nach Photographie hergestellte Bilder erläutern das Verhältnis.

47. **Focken, H.** Digitales monstrueuses. (Rev. gén. bot., XIV, 517—521.)

Verf. bespricht die neuerdings häufig behandelte Pelorie von *Digitalis purpurea* und handelt sie nach 8 verschiedenen Formen ab, je nachdem sie eine „Verwachsung von 2, 3 oder n. Blüten" darstellt. Im letzten Falle liegt eine „monstruosité plus complexe" vor, in welcher er die Zahl der verwachsenen Blüten nicht mehr bestimmen kann. Bei uns hat man den Standpunkt, dass die Peloria durch Verwachsung von Blüten entstände, aufgegeben.

48. **Fruhwirth, C.** Eine Missbildung bei der Gerste. (Deutsch. landw. Presse, XXIX, 634.)

49. **Gerber.** Virescence du *Centaurea calcitrapa*. (Bull. ass. franç. avanc. sc., XXI. session à Ajaccio, Paris, 1902.)

50. **Gertz, O. D.** Trenne fall af blomenanomali. [Zwei Fälle von Blütenanomalien.] (Bot. Notiser, 1902, p. 193—213.)

51. **Graebner, Paul.** Über Adventivsprosse im Blütenstand von *Agave americana* L. (Nat. Wochenschr., XVII, 510.)

52. **Green, Reynolds.** Primroses *[Primula]* with sepalody of the petals. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 184.)

Die Blumenkronenabschnitte waren an einem Himmelschlüssel grün und rugos; an einem anderen war der Kelch petaloid.

53. **Harshberger, John.** Cockscomb Fasciation of Pineapples. (Proc. Acad. nat. Sci. Philadelphia, LIII, pp. 609—611, 1 fig.)

54. **Harper, Roland.** *Ilex myrtifolia* with yellow fruit. (Torreya, II, 43.)

Digitized by Google

Gelbfrüchtige Formen von *Ilex opaca* und *I. verticillata* sind schon bekannt; die oben erwähnte stammte von Camilla Georgia. Sie wird als Weihnachtsschmuck verkauft und steht, weil selten, hoch im Preise.

55. **Headley.** Abnormal onion. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 298.)

Die Zwiebel hatte einen grünen Stamm von 6 Zoll Länge gebildet, der wieder in eine Zwiebel auslief; die Infloreszenz war durch diese ersetzt.

56. **Henslow.** Staminiferous figs. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 44.)

Die Varietät der Feige Pingo de mel von Portugal unterscheidet sich von den anderen Speisefeigen, dass sie auch Staubgefässe besitzt, deren Theken allerdings keinen Pollen tragen; sie scheint also eine essbare Form der wilden Feige, des *Caprificus* zu sein.

57. **Henslow.** *Pelargonium* with secondary tubers. (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 165.)

Ein *Pelargonium* von den dürren Abhängen des Tafelberges hatte unter den Knollen eine zweite entwickelt.

58. **Henslow.** Acorn from the cape. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 862.

Eicheln, welche von Bäumen stammen, die aus England eingeführt waren, zeigten in Grösse und Gestalt zahlreiche Abwandlungen; häufig zeigten sie 3 Keimlinge.

59. **Holmes.** Buddha's fingers. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 184.

Fehlbildung an Orangen, welche durch Lösung der Karpelle entsteht, wird nach Holmes Buddha-Finger genannt.

60. **Holmes.** *Sedum* seedlings (*S. maximum* form. *purpurascens*). (Gard. Chr., 8. ser., XXX, 282.)

Verf. verfolgt die verschiedenen Färbungen an den Formen von *Sedum maximum*. Der Typ hat grüne Blüten, die forma *purpurascens* verändert die Blütenfarbe aus Grün in Rot vom Beginn bis zum Schluss der Vollblüte.

61. **Holmes.** *Digitalis* malformed. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 44.)

Die Krone war gespalten und die Segmente tragen Antheren.

62. **Hooper.** Plum with foliaceus calyx. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 86.)

Die von einer Victoria-Pflaume stammende Blüte hatte kleine, aber deutlich laubige Kelchblätter.

63. **Huntley, Horace.** Fasciation in lilies. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 85.)

Sie trug 159 Blüten, die nur $^2/_3$ der Grösse der normalen erreichten.

64. **Hurst.** Partial separation of parental characters in a hybrid Orchid *[Paphiopedilum superbiens × villosum]*. (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 362.)

Eine Pflanze von *Paphiopedilum superbiens × villosum* hatte bisher normale Blüten erzeugt; dann erschien eine abnormale. Bei ihr ist eine Seite der Lippe normal, die andere kann in 3 Teile zerlegt werden: 1. in ein schmales, gesättigt braun purpurrotes Band von *P. superbiens*, 2. ein breites gelbgrünes von *P. villosum*, 3. einen normalen Teil aus der Mischung beider; es ist eine Sonderung der Charaktere des Blendlings eingetreten. An dieser nehmen auch die Haare auf der Lippe teil.

65. **Jackson, John.** Remarkable growth of a tomato. (Gard. Chron., 8. ser., XXX, 281.)

Die Frucht sah aus wie eine mittlere, der eine grosse Anzahl kleinerer seitlich angewachsen war; eine Abbildung ist beigegeben.

66. **Jacky, E.** Nochmals die verwachsenen Kiefern von Ellguth-Proskau. (Gartenfl., LI, 322—328.)

Digitized by Google

67. **Johnson, Roswell Hill.** Note on a bilateral Tulip. (Bull. Wisconsin Nat. Hist. Soc., II, pp. 174—175, 1 fig.)

68. **Ireland, W. J.** An orchid with double flowers *[Habenaria bifolia]*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 28.)

Habenaria bifolia brachte gefüllte Blüten. Masters bemerkt dazu, dass solche auch sonst bekannt sind.

69. **Labric.** Un épi mâle de mais portant des fructifications. (Actes soc. Linn. Bordeaux, LVI [1901], p. XC.)

Die bekannte, vielfach beobachtete Erscheinung.

70. **Leneček, Ottokar.** Über eine merkwürdige Verwachsung eines Baumastes mit dem Stamm desselben Baumes. (Verh. zool. bot. Ges. Wien., LII, p. 165.)

Bei Hoflenz nahe der böhmisch-mährischen Grenze fand Verf. eine 20 m hohe Fichte, um deren Stamm ein Ast spiral gewunden und eingewachsen war in mehr als einer Windung.

71. **Lloyd, Francis E.** An interesting irregularity in a rose flower. (Torreya, II, 90.)

Von den 5 Kelchblättern einer Rose war das eine an das Rezeptakel heruntergerückt. Ist dieses aus den verwachsenen Kelchbasen gebildet, so muss oberhalb des Blattes eine Lücke sein, ist es ein Achsenorgan, dann kann es vollkommen geschlossen sein. Das letztere war der Fall.

72. **Lloyd, Francis E.** Vivipary in *Podocarpus [P. Makoyi]*. (Torreya, II, 118, Abb.)

In dem Botanischen Garten von New York brachte ein etwa 4 Fuss hoher Strauch von *Podocarpus Makoyi* reichlich Früchte, die alle am Stocke keimten. Nach Miyake soll die Erscheinung in Japan gut bekannt sein. Normal scheint diese Art der Keimung nicht zu sein.

73. **Lloyd, Francis.** Mutual irregularities in opposite leaves. (Torreya, II, 187.)

Syringa vulgaris neigt nicht zu Unregelmässigkeiten in der Form der Blätter, bisweilen kommt aber ein kleiner Lappen vor. Finden sich solche an beiden Blättern eines Paares, so liegen sie auf entgegengesetzten Seiten. Ähnliche Erscheinungen beobachtet man an *Lonicera* und *Forsythia*, aber auch an den zusammengesetzten Blättern der Esche. Die Ursache liegt in der Anordnung der Blätter in den Knospen. Miss Mary Hart und Elsie Kupfer haben sich an der Beschaffung des Materiales beteiligt.

74. **Lloyd, Francis.** Displacement of leaves. (Torreya, II, 178.)

Ist eine für mich unverständliche formale Erklärung von der Entstehung dreizähliger Blattquirle.

75. **Magnus, P.** *Zantedeschia hibr., Elliottiana* × *Adlami*. (Gartenfl., LI, 509, 8 Abb.)

Eingehendere Besprechung und Beschreibung der Bornemannschen Arbeit.

76. **Massalongo, C.** Nuove spigolature teratologiche. II Nota. (B. S. Bot. It., 1902, S. 184—188.)

Von 26 angeführten teratologischen Fällen aus verschiedenen Gegenden sind zu erwähnen:

Frondeszenz, bei den Hüllblättern im Köpfchen von *Anthemis tinctoria* L., von *Chrysanthemum Myconis* L.; bei den Kelchzipfeln von *Prunus spinosa* L. — Auftreten eines überzähligen asymmetrischen Blattes auf dem Blattstiele eines normalen Laubblattes von *Prunus Laurocerasus* L.

Digitized by Google

Klado- und Brakteomanie, bei *Linaria striata* DC., welche an der Spitze des Stengels statt der Blüten zahlreiche kurze Zweiglein trug, die von winzigen Blättchen bedeckt waren.

Blattverwachsungen, bei *Dianthus Caryophyllus* L. und *Vitis vinifera* L.

Polyphyllie, bei *Jasminum grandiflorum* L., infolge Auftretens eines zweiten Blumenblattkreises; bei *Ornithogalum umbellatum* L. mit achtblätterigem Perigon. Solla.

77. **March, M. J. W.** *Iris reticulata.* (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 233.)

Hier lag ein Fall von Verwachsung zweier Blüten vor; denn es fanden sich an dem Objekt 22 Teile: Masters fügt hinzu, dass ein Schnitt durch den Fruchtknoten die Annahme bestätigte.

78. **Masters, M. T.** Double flowers and their production. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 374.)

Verf. geht zuerst darauf ein, den Begriff gefüllte Blüten zu erklären, dann prüft er, ob bisher sicher bekannt ist, dass kontrollierbare äussere Einflüsse die Füllung bedingen. Parasiten tierischer und pflanzlicher Natur bringen zwar gelegentlich vage Missbildungen, aber keine regulär gefüllten Blüten hervor.

79. **Masters, M. T.** *Antirrhinum.* (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 376.)

Justus Cordemoy sandte einen Zweig mit einem Blütenstande der Pflanze, der scheinbar mit einer sehr grossen Zahl Blütenknospen beladen war. Sie erwiesen sich aber als Vergrünungen mit zahllosen Blättern in der Form von Schuppen.

80. **Masters, M. T.** Peaches and nectarines on the same shoot. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 244.)

Auf demselben Zweige fanden sich Nektarinen und Pfirsiche und an einer Frucht waren beide gemischt. Offenbar stammte die Pflanze von einem Bastard zwischen beiden, über den schon eine umfangreiche Literatur vorliegt.

81. **Masters, M. T.** A monstrous pear. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 284.)

Eine Birne trug am Scheitel zwei Blätter; sie durchwuchs und trieb derbe kurze Seitenlappen (Abb.).

82. **Masters, M. T.** Four-spiked *Typha.* (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 313.)

Am Ende einer blühenden Achse standen vier Blütenstände; das Objekt stammte von Smith in Newsy.

83. **Masters, M. T.** Fig-leaf ascidiform. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 313.)

Prain hatte den Zweig einer Feige eingesandt, welche alle ihre Blätter am Grunde trichterförmig umgeändert hatte; abweichend von den gewöhnlichen Verhältnissen lag der Trichter auf der Unterseite.

84. **Masters, M. T.** White Blackberry. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 393.)

Herr Luther Burbank hat unter Kreuzung von Kulturvarietäten (Lawton mit Crystall White) eine nahezu samenkonstante weissbeerige Form erhalten; S. 414 bringt darauf einige Bemerkungen über weisse Brombeeren.

85. **Masters, M. T.** Fasciation in *Valeriana arizonica.* (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 101.)

Ein stark vertrockneter Stock von *V. arizonica* wurde eingepflanzt und brachte zwei verbänderte Triebe. Auf die Möglichkeit, dass die Verbildung den kümmerlichen Existenzbedingungen ihre Entstehung verdankt, wird hingewiesen.

Digitized by Google

86. **Masters, M. T.** *Cypripedium insigne*, varieties. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 101.)

Die erste Pflanze hatte eine sehr kleine, sonst normale Blüte hervorgebracht. Die zweite erzeugte zwei Blüten, die erste war endständig, die zweite kam aus der Achsel eines Hochblattes, das abnormal laubig entwickelt war.

87. **Masters, M. T.** Malformed cucumbers. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 341.)

Die Karpelle waren nicht ganz in dem Achsenbecher eingeschlossen, sondern überragten ihn; am Rande standen eine ganze Zahl unvollkommener Blätter, die zum Teil petaloid waren.

88. **Masters, M. T.** An abnormal *Dendrobium Falconeri*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 357.)

Eine alternde Pflanze erzeugte dünnere Glieder mit gepaarten Blüten, während sie an stärkeren stets einzeln stehen.

89. **Masters, M. T.** *Anthurium Scherzerianum*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 383.)

Eine Pflanze brachte 86 doppelspathige Blütenstände, ein Sämling derselben einen einspathigen mit rosenrotem Mittelstreif.

90. **Masters, M. T.** *Danoia Tulips*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 383.)

Eine Pflanze hatte vier Blüten an einem Stengel; auch solche mit sieben und mehr Perigonblättern werden erwähnt, die Brakteen waren gefärbt.

91. **Masters, M. T.** *Tacca cristata*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 330.)

Einige der fadenförmigen Brakteen hatten eine verbreiterte Basis und zeigten so den Übergang zu den laubigen äusseren Begleitblättern.

92. **Masters, M. T.** *Gloxinia* flowers with excrescences on the outer surface. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 330.)

Die bekannte Abnormität gewährte deshalb Interesse, weil sie sich vier Jahre konstant gehalten hatte.

93. **Masters, M. T.** Virescent tulip. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 399.)

Die Blüten waren teilweise vergrünt, die Perigonzipfel bisweilen zerschlitzt.

94. **Masters, M. T.** Proliferous strawberry. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 285.)

Eine Abbildung wurde vorgelegt, auf welcher dargestellt war, dass die Achaenen durch kleine Pflänzchen vertreten wurden.

95. **Masters, M. T.** *Iris persica*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 95.)

Unter den in Drill Hall am 28. Januar 1902 ausgestellten *Iris persica* war eine durch alle Glieder hexamere Blüte. Man könnte glauben, dass eine Verwachsung zweier Blüten vorläge, dagegen spricht aber die Vollzahl (24) und Gleichheit der Glieder; nach Verf. müssen stets bei Verwachsungen einige Glieder ausfallen.

96. **Masters, M. T.** *Leucojum vernum*, forming bulbs. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 86 u. 362.)

Eine Pflanze war durch allmähliche Auffüllung von Erde in eine Tiefe von 6—8 Zoll (13—17,5 cm) geraten; um wieder in die normale Tiefe zu kommen, bildete sie die nächste Zwiebel über der alten. Ähnliches wird berichtet.

97. **Masters, M. T.** Malformed Primroses. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 330.)

Digitized by Google

Die Dolden waren durch Schwinden der Stiele in Köpfchen umgewandelt, die Mittelblüte zeigte vermehrte Glieder, die anderen waren normal und zeigten beginnende Vergrünung des Kelches; auch gefüllte Anemonen waren an dem Orte, Hitcham Wood, Suffolk, gefunden.

98. **Masters, M. T.** Twin cucumbers. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 204.)

Die Blüten sind offenbar in sehr jungem Zustande verwachsen gewesen.

99. **Masters, M. T.** Seedling *Ailanthus* bearing flowers. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 198.)

Keimlinge des Götterbaumes von 2—8 Zoll Höhe, die Dinter aus Deutsch Südwest-Afrika eingesandt hatte, blühten bereits; er wies darauf hin, dass auch kurze Triebe aus den Ausläufern bisweilen blühen. Ebenso kennt man blühende Keimpflanzen von *Philadelphus*.

100. **Masters, M. T.** *Cypripedium* exul, abnorm. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 208, Abb.)

Die seitlichen Sepalen sind weiss bis auf die gelben Mitte und purpurrot gefleckt, das Vorderkelchblatt ist fast ganz grünlich-gelb. Blumenblätter sind ausser der Lippe drei vorhanden, von denen eins der letzteren gegenübersteht. Das Staminod ist doppelt oder tief geteilt; die Theken sind pollenlos: der Fruchtknoten hat vier Plazenten.

101. **Masters, M. T.** Synanthy in *Cyclamen* flowers. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 165.)

Die verwachsenen Blüten trugen Blätter an den Stielen.

102. **Masters, M. T.** Fasciated Holly. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 165.)

Ein verbänderter Zweig der Stechpalme wurde vorgelegt.

103. **Masters, M. T.** Malformed flower of *Cypripedium Rothschildianum*. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 28 Abb.)

An Stelle von zwei Sepalen finden sich drei, indem das dorsale durch zwei vertreten wird. Der untere Teil der letzteren ist am Rande wie die Blumenblätter gezeichnet. Nur ein Petalum steht zwischen den beiden dorsalen Sepalen; die seitlichen fehlen. Das normale Staubgefäss ist fehlgeschlagen, dafür treten zwei seitliche auf; vorn ist die Narbe. Diese Fehlbildung ist unter den zahlreichen bisher bekannten noch nicht in genau der beschriebenen Form beobachtet worden.

104. **Masters, M. T.** Imperfect flower of *Cattleya Mendelii*. (Gard. Chr., 3. ser., XXXII, 32.)

Die Blüte war in dekussierten Paaren aufgebaut. Die Pflanze ist deswegen von Bedeutung, weil sie drei Jahre hindurch die gleiche Verbildung hervorgebracht hat.

105. **Masters, M. T.** Peloria in *Cattleya*. (Gard. Chron., 8. ser., XXXI, 284.)

Auf einer Aussaat der Samen des Bastards *Cattleya Schroederae* × *Brassavola Digbyana* erhielt man eine Pflanze, welche eine Blüte mit drei regelmässigen Kelch- und Blumenblättern hervorbrachte; die Säule war normal. Masters meint, dass diese Form dem Ausgangspunkte der Orchideenblüte überhaupt entsprechend sein dürfte.

106. **Masters, M. T.** *Pyrethrum aureum* var. *Staghorn*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 165.)

Herr Druery hat eine Rasse gezogen, in der die Blätter den faszierten Farnblättern glichen, eine bei den Phanerogamen sehr seltene Bildung, die man sonst nur an *Asparagus plumosus* kennt; sie zeigte 80 % Erben.

Digitized by Google

107. **Masters, M. T.** Malformations. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 165.)

Wheat-ear *Antirrhinum* hatte an Stelle der Blüten Kurztriebe mit kleinen grünen Brakteen. Eine wilde Rose hatte weiss- und gelbgefleckten Stamm, aber grüne Blätter. *Lathyrus latifolius* wies grüne, sich nicht voll entfaltende Blüten auf.

108. **Masters, M. T.** Nectarine Beach. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 86.)

Die Frucht zeigte zu $^1/_3$ Nektarinienoberfläche. Die Pflanze war aus einem Nektarinenkern gezogen.

109. **Masters, M. T.** *Dendrobium Dalhousieanum* synanthic. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 125.)

Zwei Blüten waren so verbunden, dass sie mit dem Fruchtknoten und den zwei benachbarten Sepalen zusammenhingen, alle anderen Teile waren frei.

110. **Masters, M. T.** Proliferous strawberrij. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 159.)

Kleine Knospen sassen am Grunde der Frucht, wahrscheinlich ursprünglich in den Achseln der abgefallenen Blumenblätter. Ein ähnliches Verhalten bei *Potentilla nepalensis* cf. G. Chr., l. c. 182.

111. **Masters, M. T.** Gloxinias. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 159.)

Jene bemerkenswerte Rasse von Blüten mit doppelten Korollen, bei welchen die dunkleren Farben einander zugekehrt waren, ist seit langem ausgestorben. Neuerdings ist sie aber wieder von Parsons & Co., Oxford Street Swansea durch sorgfältige Kreuzung und Samenauslese gezüchtet worden.

112. **Masters, M. T.** Peloria in *Antirrhinum*. (Gard. Chron., 8. ser. XXXII, 204.)

Lorenz in Erfurt ist es gelungen, eine fünfspornige Pelorie mit hoher Erbenzahl zu züchtigen (vgl. den Cat.). Sie wird in der Sitzung der R. Hort. Soc. vorgelegt.

113. **Masters, M. T.** *Chrysanthemum leucanthemum*. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 255.)

Der Stengel trug an Stelle einer einzelnen Endblüte ein grosse Zahl von Blüten, die aus den Achseln der Blätter hervortraten.

114. **Masters, M. T.** *Begonia* crested. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 880.)

Verschiedene Blüten zeigten in den Petalen alle Zustände der Kammbildung, bisweilen waren sie reduziert bis auf die Mittelrippe und mit zahlreichen Läppchen besetzt.

115. **Masters, M. T.** Barren cucumbers. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 880.)

Samenlose Früchte waren aus Blüten hervorgegangen, welche mehr oder weniger laubig geworden waren. Verf. vermutet, dass eine plötzliche Hemmung eingetreten war, veranlasst durch Temperaturerniedrigung und übermässige Feuchtigkeit.

116. **Masters, M. T.** Erratic Begonias. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 898, Fig. 132–135.)

Die Abbildungen stellen einige höchst eigentümliche Umbildungen von *Begonia*-Blüten dar, welche Knollenbegonien-Hebriden entnommen sind. Die Staubgefässsäule sind in ihren Elementen zu gelappten, pfriemlichen Organen geworden, auf den Blumenblättern sitzen ähnliche Anhänge, in der Mitte ist ein kugelförmiger Komplex von Staubgefässen. Endlich teilen sich die

Digitized by Google

Blumenblätter und lösen sich in ähnliche Büschel auf, dazu tritt noch mannigfache Becherbildung.

117. **Masters, M. T.** Malformed *Cypripedium*. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 408, Fig. 186.)

Die Blüte war dimer durch Verbindung der Vordersepalen. Nur ein Blumenblatt war vorhanden, das dorsal stand; ihm gegenüber befand sich die Lippe.

118. **Mayden, Sidney.** Peaches and nectarines on the same branch. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 70 Abb.)

Diese Gemeinschaft wird schon in dem Briefwechsel Smith-Linné erwähnt vol. I, Longmans 1821.

119. **Melsheimer, Max.** Über Vergrünungserscheinungen an Blüten von *Vitis vinifera*. (Verh. Gesellsch. deutsch. Naturf. u. Ärzte, LXXIII, Vers. II, 239—240.)

119 a. **Merritt, William.** Double-spathed *Richardia*. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 459.)

Besprechung einer Pflanzen mit zwei weissen Scheiden.

119 b. **Mills.** Calanthes flowering from the top of the bulbs. (Gard. Chron., 8. ser., XXXII, 464.)

Eine *Calanthe Veitchii* erzeugt in Croydon jedes Jahr Blütenstand aus der Spitze.

120. **Molliard, Marin.** Fleurs doubles et parasitisme. (Compt. rend. [1902], II, 548.)

Verf. weist nach, dass der Befall der Parasiten in Blüten die Füllung bedingt oder Vergrünung hervorruft. Diese Erscheinung ist von *Knautia arvensis* bekannt, wenn sie von *Peronospora violacea*, von *Matricaria inodora*, wenn sie von *P. Raddii* befallen wird. Nun hat Verf. gezeigt, dass auch unterirdischer Parasitismus Füllung hervorrufen kann; so bedingt *Dematium*-Mycel. welches an dem Rhizom schmarotzt, Füllung. An *Scabiosa columbaria*, die gefüllt war, fand er die Wurzeln von *Heterodera*-Gallen befallen; nicht gefüllte Exemplare waren gallenfrei. Setzte er eine der letzteren Pflanzen in das Loch, welches eine herausgenommene gefüllte *Scabiosa* hinterlassen hatte, so wanderten die Würmer ein und die Pflanze wurde gefüllt.

121. **Morris.** Occasional leaves of *Trillium*. (Plant World, 1902, pp. 92 bis 98, pl. 18.)

122. **Motelay.** Une feuille de vigne à double limbe, portée par un seul pétiole. (Act. soc. Linn. Bordeaux, LVII [1902], p. XXI.)

Beide Blätter von nahezu gleicher Grösse kehren sich gegenseitig die Rückseiten zu. Verf. meint, ein solcher Fall sei noch nicht beobachtet, es liegt aber nur ein besonderer Fall des sogenannten „Gesetzes der Spreitenumkehrung“ vor. Das Blatt wurde bei Bourg gesammelt.

128. **Motelay.** Sur un *Robinia pseudacacia* pyramidal observé à Royat. (Act. soc. Linn. Bordeaux, LVII [1902], p. CLXXI.)

Die Bäume haben den Wuchs einer Pyramidenpappel; Blüten bezw. Früchte waren nicht auffindbar. In dem Park von Royat (Puy de Dôme) waren die Bäume dieses auffallenden Wuchses zahlreich.

124. **Motelay.** Rameaux aplatis du *Rhamnus frangula*. (Act. soc. Linn. Bord., LVI, p. XVII.)

Die Zweige stammten aus den Sümpfen von Biganos und zeigten die Verbreiterung in auffallendem Masse.

Digitized by Google

125. **Motelay.** Sur une anomalie de *Digitalis purpurea.* (Act. soc. Linn. Bordeaux, LVII, p. CLXXII.)

Enthält nichts Neues.

126. **Mott, F. T.** A yellow snowdrop. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 180.)

Bei Leicester fand Verf. eine gelbblütige Form; auch ein zweiblütiges Schneeglöckchen wird erwähnt.

127. **Nicoloff.** Monstruosités taxonomiques sur *Potentilla fruticosa.* (Bull. hb. Boiss., 2. sér., II, 1027.)

Die Blüten bieten hypopeltate Blumenblätter, d. h. sie hatten auf der Oberseite kleine Anhängsel ähnlich der Ligula an den Petalen von *Lychnis.*

128. **Noll.** Über die merkwürdige Ausbildung einer Haferrispe. (Sitzb. Niederrhein. Ges. Nat. Heilk., 1901, Hälfte 1, A, pp. 84—87.)

129. **Odell.** *Paris* with variable member of leaves. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 86.)

Die Pflanze hatte 5 Blätter im Quirl und behält dieses Verhältnis in der Nachkommenschaft.

130. **Odell.** *Abelia rupestris* phyllotaxis. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, p. 165.)

Drei Zweige wurden vorgelegt mit kreuzgegenständigen, drei- und vierwirteligen Blättern.

131. **Odell.** Phyllotaxis of *Aloysia.* (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 204.)

Quirle wechselten mit anderen Stellungen.

132. **Odell.** *Stenoglottis longifolia* fasciated. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, p. 408.)

Eine in England gezogene, blühende und in der Infloreszenz verbänderte Pflanze wurde vorgezeigt und daran die Bemerkung geknüpft, dass *Disa grandiflora* „the glory of the Table Mountain" niemals Früchte bringt, sondern sich durch Läufer vermehrt.

133. **Ordel.** *Pelargonium* proliferous. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 847.)

Die Dolde eines karminfarbigen Skarlet-*Pelargonium* hatte durchgetrieben, d. h. aus ihr ging eine blühende Achse mit Blättern hervor; die Eigentümlichkeit war erblich geworden.

134. **Oliver.** A harlequin poppy. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 228, Abb.)

Aufgelaufene Pflanzen von *Papaver rhoeas* in einem Garten von Chelsea blühten rot und weiss; eine Pflanze zeigte eine Mischung beider, sie hatte also rote, weisse und rotweisse Blüten. Die Endblüte des ganzen Stockes zeigte eine scharfe Sonderung in eine weisse Hälfte; ganz ebenso beschaffen war die Gipfelblüte des obersten Seitenstrahles; der folgende Zweig erzeugte nur rote, der dritte nur weisse, der vierte nur rote Blüten. Die Samen aller Blüten brachten nur rotblühenden Mohn.

135. **Osman, C.** Potatoes with tuberous shoots. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 408, fig. 187.)

Die Kartoffeln hatten in der Erde einfache oder verzweigte Läufer gemacht, welche am Ende kleine Knollen trugen. Die Varietät „the Garden" soll besonders dazu geneigt sein. Die klimatischen Verhältnisse, die lange dauernde warme Witterung, sollen einen Wachstumsstillstand der Knollen bedingt haben.

136. **Paulsen, Ove.** Blivende Axelblade hos Boegen. (Bot. Tidskr., XXIV, pp. 281—286, 18 fig.)

Bei *Fagus silvatica* fanden sich bleibende Nebenblätterbildungen.

Fedde.

Digitized by Google

187. **Penzig, O.** Note di teratologia vegetale. (S. A. Soc. ligustica sci. nat. et geogr., XIII [1902], 16 pp.)

188. **Percival, John.** Sporting tulips. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 811.)

Eine grosse Reihe von Formen einfacher Tulpen wurde 1898 auf ein Beet in Wye College, Kent, eingepflanzt, die regelmässig einfach bis 1901 blühten. Im Jahre 1902 aber wurde jede gefüllt und die Zahl der Pistille vermehrt. Masters erkennt in dieser Veränderung einen Fall von Mutation.

189. **Pinchbeck, G.** A curious hypertrophy of the orange the so-called California „Navel" Orange. (Pharm. journ. London, IV. ser., XIV, 50, 78.)

140. **Perrot, E.** Sur une particularité de structure observée chez certaines feuilles d'*Aristolochia sipho*. (Bull. Soc. bot. France, XLIX (1902), p. 168—166. 8 fig.)

141. **Perrot, E.** Sur une particularité de structure présentée par quelques feuilles d'un même pied d'*Aristolochia Sipho*. (Bull. Soc. Bot. France, XLIX [1902], p. 78.)

142. **Plitzka, A.** Beitrag zur Teratologie der Kompositen. (Österr. bot. Ztschr., LII, 100—107, 159—164, 2 Taf.)

Auf dem Steinberge bei Neutitschein in Mähren und am Südabhange des Berges Swinetz finden sich Vergrünungen von *Cirsium arvense*, *Carduus acanthoides*, *Taraxacum officinale*, *Sonchus asper* und *Crepis biennis*, die augenscheinlich auf die gleiche Ursache zurückzuführen sind. Parasitische Tiere waren ausgeschlossen. Die ersten Bildungsabweichungen erschienen 1896 nach wochenlangem Frühjahrsregen, welche die Entwickelung von *Puccinia compositarum* begünstigten. Das gleiche Verhältnis trat 1897 ein; in den beiden folgenden trockenen Jahren erschienen massenhaft Aecidien. Die vergrünten Exemplare zeigten fast ausnahmslos den Pilz und diesen sieht Verfasser als Ursache an.

Auch die Bodenbeschaffenheit ist von Bedeutung; alle Fehlbildungen werden auf kalkreichem Boden getroffen; sie fehlen den Teschinit- und Pikritkugeln. Überpflanzungen von einem auf den anderen Standort ergaben teilweise bestätigende Besultate. Nalepa in Wien bestätigte, dass die Vergrünungen nicht durch Phytoptus bedingt wurden. Es folgen die Beschreibungen der Vergrünungen und Proliferationen. Bei *Taraxacum* verbreiterte sich der Pappusboden und wurde am Rande fünflappig, der Saum war blass, chlorophyllfrei, der Fruchtknoten dicht und trug eine Gipfelknospe. Die Staubgefässe waren innerhalb der grösstenteils geschlossenen Korolle in Gestalt von fünf freien braunen Fäden vorhanden. Der Griffel war tiefer gespalten, niemals vergrünt.

Crepis biennis veränderte den Fruchtknoten in bis 2 cm lange massive Stiele, der Pappus bildete sich zu einem Quirl hellgrüner Blättchen, bisweilen war er verschwunden. Die Korolle hatte die Gestalt kaum verändert, war aber behaart und die Spitze ausgenommen grün. Bei einer weiter fortgeschrittenen Vireszenz bildeten die Griffel zwei Blättchen; hier wuchs der Fruchtknoten zu 8—9 cm langen Zweigen aus. Auch andere Modifikationen kamen vor; oft fanden sich neben vergrünten normale Köpfchen.

Bei *Sonchus asper* war der Fruchtknoten verlängert, die übrigen Blütenteile waren wenig verändert.

Carduus acanthoides zeigte Erscheinungen ähnlich *Taraxacum*, nur sind die Pappusstrahlen auch vergrünt und wurden zu dornigen gebuchteten Blättern; die Kronblätter waren getrennt, jenen ähnlich, aber ganzrandig; später wurde die letztere Abänderung nicht mehr gefunden. Die Karpelle können bei

Digitized by Google

stärkerer Verlängerung der Achse wechselständig werden. In den trockenen Jahren fanden sich Abweichungen von den beschriebenen Verhältnissen vor.

Cissium arvense. Besonders häufig waren an Stelle des Pappus fünf ergrünte Blättchen. Die Anlagen von vergrünten Blüten scheinen sich normal auszugestalten. Sonderung der Griffel kam nicht vor.

143. **Pockett, Thos. W.** Double-flowered peaches fruiting. (Gard. Chron., 8. ser., XXX, 828.)

In Cheltenham, Australia, entstand ein Pfirsich mit gefüllten Blüten und hängenden Zweigen aus einer wertlosen weiss und einfach blühenden Sorte; sie ist samenbeständig.

144. **Pollock, Jas. B.** An abnormal development of the prothallium of the pollen grain in *Picea excelsa.* (Science, IV. ser., XV, 460—461.)

145. **Preissecker, Carl.** *Nicotiana alata* Lk. et O. (Fachliche Mitteil. der k. k. österr. Tabaksregie, I, 2—9, 2 t.)

Die bei dieser Pflanze vorkommenden Bildungsabweichungen werden besprochen.

146. **Quincy, Ch.** Note sur un cas tératologie offert par *Digitaria sanguinalis* Scop. (Bull. soc. nat. Saône-et-Loire, XXVIII (1902), pp. 279—288, avec 2 planches.)

Jede Ähre des Blütenstandes zeigt Proliferation; die Blumen werden zwei- bis dreimal so gross wie gewöhnlich und jede Blüte wächst in einen Zweig aus.

147. **Rabaud, Etienne.** Les états pathologiques et les états tératologiques. (Bull. soc. philomat., Paris, IX, sér. IV, 77—98.)

Nicht gesehen, Ref. Bot. Cl., XC, 698.

148. **Raciborski, M.** Über die epiphyllen Blüten der Gabelgerste. (Anz. Akad. Krakau, 1902, p. 48—48.)

149. **Racor.** *Epilobium* monstrous. (Gard. Chron., 1902, 8. ser., XXX, 282.)

In einem grösseren Komplex der Pflanze waren alle Blüten kleiner und grün, nur der Rand der Blumenblätter war rot. Der Pollen und die Narben waren vollkommen entwickelt. Die Pflanze, welche keinen eigentlichen Schauapparat der Blüten hatte, erzeugte zahllose Samen.

150. **Raymondaud, E.** Hétéradelphie végétale. (Revue sc. du Limousin, X, 361.)

Verf. beobachtete Bohnen, welche mehr oder weniger spiral eingerollte Hülsen, ähnlich denen von *Medicago* aufwiesen. Die Ursache lag darin, dass ein zweites Fruchtblatt vorhanden war, welches auf der Plazentarseite anhing und nicht entwickelt war. Der Name stammt von Geoffroy-Saint-Hilaire.

151. **Rydberg, P. A.** Is the white-fruited strawberry of Pennsilvania a native species? (Torreya, II, 158.)

Die Frage wird dahin beantwortet, dass es sich stets bei den weissfrüchtigen Erdbeeren um die nicht dort heimische *Fragaria vesca* gehandelt hat.

152. **Sanders.** *Cypripedium* malformed. (Gard. Chr., 8. ser., XXXII, 862.)

Das Labell war aufrecht, hinzugekommen war ein überzähliges Blatt.

153. **Sanford, Sam.** A cut-leaved cherry birch. (Rhodora, IV, 88.)

An kultivierten Birken sind geteilte Blätter nicht selten; in New England aber kommen sie an wilden Bäumen sehr selten vor. Verf. fand einen Baum von *Betula lenta;* der Rand der Blätter war tief gesägt, die Zähne zeigten tiefe Zahnung.

Digitized by Google

154. **Seckt, H.** Über Anomalien der Keimblätter bei dikotylen Pflanzen. (Nat. Wochenschr., XVII, 207—210, 9 Fig.)

155. **Shull, G. H.** Some Plant Abnormalities. (Bot. Gaz., XXXII [1901], pp. 848—855.)

156. **Baron Stackelberg.** Fasciated lily. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 376.)

Der 60 cm hohe Stengel trug 29 Blüten.

157. **Stenzel, K. Gustav W.** Abweichende Blüten heimischer Orchideen mit einem Rückblick auf die der Abietineen. (Bibliotheca botanica, Heft 55, 186 pp., 6 Tafeln.)

Siehe meine Besprechung im Bot. Jahresber., XXX, 1. Abt., p. 682, n. 395.

Fedde.

158. **Stiles, H. C.** A remarkable fig tree. (Country Life in America, III [1902], pp. XXII—XXIII, 2 ff.)

159. **Thiselton-Dyer, W. T.** Morphological notes. VIII. On polycotyledony. (Ann. of Bot., XVI, 558—558, t. 24, 25.)

Decaisne hatte die Tricotyledonie von *Acer* dadurch „erklärt", dass ein Keimblatt gespalten sei. Dem widerspricht Verf., indem er darauf hinweist, dass das Vorkommen von dreiwirteligen Blättern an trikotyledonären Keimpflanzen von *Acer pseudoplatanus* für 8 normale voll entwickelte selbstständige Keimblätter spricht. An *Stachys palustris* wachsen, wie schon Linné bekannt war, gelegentlich Dreier-, sogar Viererqirle mit normaler Dekussation der Blätter. Die Keimblätter stellen einen älteren Typ der Blattentwickelung dar, wie er an einer jungen Pflanze von *Libocedrus macrolepis* darzutun versucht, deren Photographie wiedergegeben ist. Verf. hält die Untersuchung der Anatomie von Keimblättern für eine wichtige Aufgabe, die bisher nicht berücksichtigt wurde.

160. **Tidmarsh, E.** The navel orange. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 225.)

Die wiederholt besprochene Form der Doppelorange heisst in Kalifornien Navelorange, d. h. Nabelapfelsine; sie ist in Californian Fruits, Wickson, abgebildet und wird sehr geschätzt. Samenlos sind Malta, St. Michaeli paperrind, Excelsior, Jaffa.

161. **Trotter, A.** Contributo alla teratologia vegetale. (B. S. Bot. It., 1902, S. 44—50.)

Teratologische Fälle: *Alnus glutinosa* Grtn., männliche Blütenstände gegabelt bis mehrfach verzweigt; manchmal geweihartig. Die Blüten erscheinen dabei unverändert; der Pollen ist normal. Brescia.

Chrysanthemum Leucanthemum L.; Fasziation des Stengels mit rückenseitiger Verwachsung zweier Köpfchen, wobei die Röhrenblüten zu einer einzigen Scheibe, von den Zungenblüten rings umgeben, verwachsen. Verona.

Euphorbia Cyparissias L., Stengelverbänderung, vom Grunde aus, mit Unterdrückung der Blüten. Philippopel (Rumelien).

Fagus silvatica L., die 7 Blätter eines Triebel zeigen Übergänge von einer gelappten zu einer tief eingeschnittenen Spreite. Pontebbo.

Galega officinalis L., Blütenproliferation mit teilweiser Fasziation. Isnik (Kleinasien).

Passiflora coerulea L., Fasciation (30 cm lang, bei 4—5 cm Br.). Padua.

Ranunculus acer L., spiralige Drehung des aufgerissenen, daher laminar gewordenen Stengels auf 12 cm Länge. Padua.

Solla.

162. **Vasigny, H. de.** Oranges. (Gard. Chr., 3. ser., XXXI, 88.)

Verf. kennt ein Dutzend Orangenbäume in Cannes, Nizza und S. Remo,

Digitized by Google

deren Früchte stets doppelt sind, d. h. eine kleine in der Hauptfrucht bergen. Die Bäume sehen durchaus normal aus; die Samen erzeugen Bäume mit gewöhnlichen Früchten, die Form lässt sich nur vegetativ vermehren.

168. **Viviand-Morel.** Fleurs péloriées de *Linaria Pancicii*. (Ann. soc. bot. Lyon, XXV, Compt. rend., 87.)

Die Pelorie ist ein Rückschlag auf den radiären Typ; die höchste Vollkommenheit hat sie, wenn sich 5 Sporne gebildet haben. Würde die Blüte von *Aquilegia* im inversen Sinne pelorieren, so würden sich die 5 Sporen auf einen reduzieren.

164. **Vuillemin, P.** Une série de feuilles d'orme à ramification latérale. Nature de cette anomalie. (Rev. gén. bot., XIV, 51—57.)

Die Verzweigung der Blätter der Ulme geschieht auf doppelte Weise: entweder dichotomiert sich der Hauptnerv oder einer der Seitennerven verstärkt sich, bisweilen tritt diese Erscheinung an zwei rechts und links stehenden auf; im ersteren Falle ist das Blatt oben mehr oder weniger tief zweilappig, im letzten erhält es einen seitlichen Anhang (meist an der kleineren Blattseite) oder zwei derselben treten auf. Penzig hat auch Ascidienbildung Hand in Hand mit dieser Lappung gesehen. Verf. geht auf die von Marty und Breuil beschriebenen und gedeuteten Fälle ein (vgl. Jahresb. 1899). Marty hatte gemeint, dass die Bifurkation „erklärt" werden kann durch Unterdrückung eines Medianlappens. Verf. bespricht die normale Blattstellung der Ulme. Die Stellung an der Keimpflanze haben Dutrochet und Steinheil beschrieben und gezeigt, dass die ersten Laubblätter kreuzgegenständig gestellt sind; von dem dritten Blattpaar ist das eine Element stipelartig entwickelt; einmal fand er ein Blatt mit einem Nebenblatt an seiner Stelle. Verf. meint, dass die distiche Stellung ganz allgemein durch Abort eines Elementes dekussierter Paare entstände: „le feuille simple est formé des materiaux de deux feuilles." Ein solches Blatt ist mehr geneigt als ein anderes, seine Materialien zu dissoziieren.

Verf. sammelte in einer Allee bei Nancy 7 Zweige mit 92 Blättern, von denen 48 zweilappig waren; bei allen war die obere Hälfte intakt; 12 Blätter zeigten die Lappen vollkommen gesondert, bei 86 waren sie mit dem Hauptblatt verschmolzen. Verf. sieht in dieser Erscheinung eine „tendance héréditaire à donner deux feuilles à chaque noeud" verbunden mit der ungleichen Entwickelung der beiden Blatthälften der Ulme durch eine erworbene Disposition aus Ursachen der Assimilation.

165. **Vuillemin, Paul.** Anomalies de la fleur produites par un excès de nourriture chez l'*Odontites lutea*. (Bull. soc. sc. Nancy, 3. sér., II, 124—128, 1 Taf.)

166. **Weisse, Arthur.** Über die Blattstellung an einigen Triebspitzengallen. (Jahrb. wissensch. Botanik, XXXVII, pp. 594—642, 3 Tafeln.)

167. **White, Charles.** Petiolate connation in *Trifolium pratense*. (Torreya, II, 188.)

Ein Stock trug ein Blatt mit 5 Blättchen, der Stiel war sehr breit; das folgende hatte 6, das nächste 8, das letzte 5 Blättchen. Der Umstand des Wechsels und der breite Blattstiel beweisen dem Autor zufolge, dass die mehrzähligen Blätter nicht supernumeriert, sondern dadurch entstanden sind, dass 2 Blätter verwuchsen. An den Stipeln freilich lässt sich von einer „Connation" nichts nachweisen.

Digitized by Google

168. **Wieland, G. R.** Notes on living Cycads. 1. On the Zamias of Florida. (Amer. journ. sc., XII, 881—888.)

Eine grüne Fieder war aus der Seite eines Megasporophylls herausgewachsen.

169. **Wilczek, E.** Note sur une forme rare ou peu observée du *Convallaria majalis* L. (Bull. hb. Boiss., 2. sér., III, 650.)

Es gibt eine Form des Maiglöckchens mit Blüten, die am Grunde der Staubblätter einen roten bis violetten Fleck zeigen. Schon Gaudin kannte sie; Wilczek hat sie nach manchen anderen Botanikern auf dem Markt von Lausanne gesehen. Er glaubt aus den Angaben schliessen zu müssen, dass es zwei Abwandlungen gibt, eine mit grösseren gelblichen, eine mit normal grossen, weissen Blüten. Er erkennt in der Form einen Saisondimorphismus, erworben im Wettkampf der Spätblüher des Maiglöckchen mit der schon grossen Zahl anderer Konkurrenten.

170. **Wilks.** *Daphne* fasciated. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 421.)

Nichts bemerkenswertes.

171. **Wilks.** *Begonia* subvirescent. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 282.)

An einer Blüte war ein Blatt teilweise grün.

172. **Wilks, W.** Abnormal pear. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 254.)

Das Ende des Blütenstieles war im Innern fleischig und trug aussen Blätter in abwechselnden Quirlen. Frucht und Samen waren nicht entwickelt.

173. **Wilks.** Crimson oakleaves. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 404.)

Ein Baum trug beiderseits glänzend karminrot gefärbte Blätter.

174. **Wilks.** Lavender improved. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 165.)

Eine Form des Lavendels mit dunkel purpurroten Kelchen und Kronen hatte einen stärkeren Geruch, als die gewöhnliche; weissblütiger Lavendel duftet nicht. Später (l. c. 204) weist Odell nach, dass mancher weisser Lavandel doch riecht.

175. **Willmott, Miss.** Bulbs piersed by couch grass. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 86.)

Von Quecke durchbohrte Zwiebeln werden vorgelegt; es wird bemerkt, dass die Durchbohrung durch ein Ferment bedingt wird, welches die Spitze ausscheidet.

176. **Winkler, Hans.** Über die nachträgliche Umwandlung von Blütenblättern und Narben in Laubblätter. (Ber. D. Bot. Ges., XX [1902], pp. 494 bis 501, 1 Tafel.)

177. **Wirt, C. H.** A perfect natural graft. (Forest Leaves, VIII [1902], p. 168, with plate.)

Ein Seitenast von *Pinus Strobus* verwächst mit dem Hauptast.

178. **Wittmack, L.** Verbänderung am Natterkopf, *Echium vulgare*. (Gartenflora, LI, 822, Abb.)

Eine grosse Verbänderung des Blütenstandes von 52 cm Länge und 8 cm Breite wurde auf einem Brachacker in der Nähe des Bahnhofs Hermsdorf i. M. gefunden. Ein verbänderter Eschenzweig aus dem Revier Buchenau, Bezirk Magdeburg, und ein Rosenbaum von Britz bei Berlin werden noch erwähnt.

179. **Wollay-Dod.** *Potentilla* with foliaceous flowers. (Gard. Chron., 3. ser., XXX, 282.)

An *Potentilla nepalensis* waren vollendete Vergrünungen der Blüten entwickelt.

Digitized by Google

180. **Woodrow, Marshall.** Oranges. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 114.)

In Poona, India, wird eine kernlose Pumalo (Pompelmus), *Citrus decumana*, kultiviert und durch Pfropfen konstant fortgepflanzt.

181. **Worsdell.** Prolification of rose and *Anemone nemorosa*. (Gard. Chron., 3. ser., XXXI, 184.)

Eine Durchwachsung der Rose und eine Osterblume an der „die Grundblätter so lang wie die Hochblätter" waren, wurden vorgelegt.

182. **Worsdell.** *Helenium autumnale* virescent. (Gard. Chron., 3. ser., XXXII, 404, fig. 188, 189.)

Sehr merkwürdige Vergrünungen sind abgebildet. Die Randblüten sind in ihren Corollen vergrössert und tragen auf der Oberseite kleine Köpfchen, oder die Involukralblätter führen in den Achseln lange Sprosse mit Köpfchen.

188. **Zanfrognini, C.** Fiori anomali di *Plantago major*. (Atti d. Società Naturalisti, ser. IV, vol. 2, Modena, 1901, S. 22—84, mit 4 Taf.)

An dem Standorte Burzachina bei Modena zeigten die dort wachsenden *Plantago major* L. alljährlich verunstaltete Exemplare. Die Missbildungen betrafen die Blüten, und dadurch wurden auch die Blütenstände oft unregelmässig ausgebildet. Die vielen diesbezüglichen Fälle lassen sich in 24 verschiedene Kategorien einteilen (Abort, Atrophie, Hypertrophie, Diaphysis, Dialyse, Synandrie, Vireszenz usw.), jede noch mit besonderen Unterabteilungen.

Als Ursache des konstanten Auftretens der teratologischen Ausbildungen hält Verf. einerseits die kärgliche Nahrungszufuhr seitens des sterilen Bodens und andererseits die Gegenwart von Milbenkolonien.

Die Einzelheiten sind zur Genüge auf den beigegebenen Tafeln deutlich wiedergegeben, so dass sich von einer eingehenderen Besprechung absehen lässt. Solla.

XXI. Biographien und Nekrologe.

Zusammengestellt von **Karl Schumann** † und **Friedrich Fedde.**

Agardh, C. G. (La Nuova Notarisia 1902, p. 1—29.)

— — (Bol. soc. Broter. XVIII, 174—182: Henriques.)

Aitchison, James Edward Tierney (1886—1898). (Journ. of bot. XLI, 343: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Aldridge, John (1838—1854). (Journ. of bot. XLI, 348: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Allen, Charles Grant Blairfindie (1848—1899). (Journ. of bot. XLI, 348: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Allman, George James (1812—1898). (Journ. of bot. XLI, 348: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Digitized by Google

Amann, J. ein Pseudonym von Sulpiz Kurz. (Journ. of bot. XLI, 343: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Anderson, Alexander. (Symbol. antill. III, 17: Urban, I.)

Anderson, John (1833—1900). (Journ. of bot. XLI, 343: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Ankersmit, H. J. Kok. (Nederl. Kruidk. Arch. 3, ser. II, 1045: Vuijck.)

Apjohn, Mrs. (fl. 1855). (Journ. of bot. XLI, 343: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Arnold, Ferdinand. (Hedwigia, XLI, 72—79: Rehm, H., Nachruf für den Lichenologen Dr. Ferdinand Arnold.)

— — (Ber. Bayr. bot. Ges. VIII, 16—24, Portr.)

Archer, William (starb 1875). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Aveling, Edward Bibbins. (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Auber, Pierre Alex. (Symb. antill. III, 17: Urban, I.)

Aublet, Jean Baptiste Christophe Fusée. (Symb. ant. III, 17: Urban, I.)

Baddeley, John (1846—1868). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Bagot, William (Lord) (1778 1856). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Baird, Rev. Andrew (1800—1845). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Balbis, Giovanni Battista. (Symb. ant. III, 18: Urban, I.)

Bancroft, Edward Nathaniel. (Symb. ant. III, 19: Urban, I.)

Barber, Charles Alfred. (Symb. ant. III, 19: Urban, I.)

Barber, Mary E., geb. Bowker (fl. 1859—1889). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Barham, Henry. (Symb. antill. III, 19: Urban, I.)

Barkly, Sir Henry. (Symb. antill. III, 19: Urban, I.)

— — (1815—1898). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James und Boulger, G. S.)

Barratt, John (1797—1882). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Barrington, Right Rev. Shute (1734—1826). (Journ. of bot. XLI, 344: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Bartram, William (1739—1823). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Baudin, Nicolas. (Symb. antill. III, 20: Urban, I.)

Beattie, James. (Ann. Scot. nat. hist. 1902, 167—169: Trail, James, W. H.)

Bélanger, Charles Paulus. (Symb. ant. III, 20: Urban, I.)

Bello y Espinosa. (Symb. ant. III, 21: Urban, I.)

Bennett, Alfred William. (Gard. Chron. 3. ser. XXXI, 84: Masters, M. T.)

— — (Journ. of bot. XL, 113—115: Britten.)

— — (Proc. Linn. soc. 1902, 26—27.)

— — (Pharm. Journ. London, XIV, 93.)

— — (Bot. Gaz. XXXIII, 247.)

— — (Nature LXV, 321.)

— — (Journ. R. micr. Soc. London 1902, 155—157, 1 pl.: J. G. Baker.)

Digitized by Google

Bennett, Alfred William. (1888—1902). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James und Boulger, G. S.)

War Vizepräsident der R. Microsc. Soc. London, Lector der Botanik am St. Thomas-Hospital, Examinator der Botanik der „University of Wales". Beschäftigte sich mit Süsswasser-Algen und der Familie der *Polygalaceae*.

Benzon, Peder Eggert. (Symb. ant. III, 21: Urban, I.)

Berg, Carlos. (Anal. mus. nac. Buenos Aires VII, IX—XL, Portr.: Gallardo, Angel.)

— — (Korrespondenzbl. Naturf. Ver. Riga XLV, 1: Schweder, G.)

— — (Anal. soc. cient. Argent. LIII, 98—126.

War Direktor des National-Museums zu Buenos-Aires, Professor an der Universität und am Colegio Nacional.

Berkeley, Emeric Streatfield (1828?—1898). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Bertero, Carlo Guiseppe. (Symb. ant. III, 21: Urban, I.)

Bingley, William R. (fl. 1888—1889). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Black, Alexander Osmond (starb 1864?). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Blain, José. (Symb. ant. III, 28: Urban, I.)

Blauner, Bernhard Friedrich. (Symb. ant. III, 28: Urban, I.)

Blodgett, John Loomis. (Symb. ant. III, 28: Urban, I.)

Boldo, Balthasar Manuel. (Symb. ant. III, 24: Urban, I.)

Bonpland, Aimé Jacques Alexandre. (Symb. ant. III, 24: Urban, I.)

Boos, Franz. (Symb. ant. III, 25: Urban, I.)

Borbás, V. (Term. Közl. Pötf. 1901, 228—240: Magocsy-Dietz, A.)

Borgesen, Frederik Christian Emil. (Symb. ant. III, 26: Urban, I.)

Bosisto, Joseph (starb 1898). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Bosque, Alfredo B. y Reyes. (Symb. ant. III, 27: Urban, I.)

Bowker, James Henry (1853—1885). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Braine, C. J. (fl. 1844—1850). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Brace, Lewis Jones Knight. (Symb. ant. III, 27: Urban, I.)

Bredemeyer, Franz. (Symb. ant. III, 27, Urban, I.)

Brètschneider, E. (Bull. jard. St. Pétersb. Heft 4, Portr.: Palibin.)

Breutel, Johann Christian. (Symb. ant. III, 27: Urban, I.)

Broadway, Walter Elias. (Symb. ant. III, 28: Urban, I.)

Bromfield, William Arnold. (Symb. ant. III, 28: Urban, I.)

Brotero, A. (Broteria I, 1902: Anonym.)

Brotherstone, Andrew (1834—1891). (Journ. of bot. XLI, 345: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Brown, Robert (1889—1901). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Brown, Rev. Thomas (1811—1893). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Brown, William Lindsay (1842—1900). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Digitized by Google

Browne, Patrick. (Symb. ant. III, 29: Urban, I.)
Brunschwyg, Hieron. (Zeitschr. Naturw. LXXV, 102: Roth, F. W. E.)
Buch, Wilhelm. (Symb. ant. III, 29: Urban, I.)
Bull, William. (Gard. Chron. 3. ser. XXXI, 380, Portrait: Dean, R. Masters, M. T.)
Burgess, Henry W. (fl. 1827—1881). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Bury, Miss Edward (fl. 1881—1884). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Byam, Miss L. (fl. 1800.) (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Cabanis, Jean Louis. (Symb. ant. III, 30: Urban, I.)
Caley, George. (Symb. ant. III, 30: Urban, I.)
Campbell, Eugène J. F. (Symb. ant. III, 31: Urban, I.)
Carnegie, Hon. David (1871—1900). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Carter, Henry John (1818—1895). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Caruel, Teodoro (1830—1898). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Catesby, Mark. (Symb. ant. III, 31: Urban, I.)
Celakovsky.*) (Gardn. Chr. 3. ser. XXXII, 421: Masters, M. T.)
Dr. phil., Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Instituts und Gartens der k. k. Böhmischen Universität, Kustos am Museum des Königreichs Böhmen zu Prag.
Chalmers, James (starb vor 1834). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Chapman, Alvin Wentworth. (Symb. ant. III, 31: Urban, I.)
Christie, Joseph (1838—1898). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Cirillo, Domenico. (Bull. Ort. Bot. Napoli 1902, 292—311: Delpino, F.)
Clarke, Stephan (fl. 1820—1822). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Cleveley, John (1747—1786). (Journ. of bot. XLI, 346: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Clifton, George (fl. 1858—1890). (Journ. of bot. XLI, 371: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Clifton, William (fl. 1765). (Journ. of bot. XLI, 371: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Clute, Willard Nelson. (Fern Bull. 1902, 122—128, Portr.: Clute, W. N.)
Colenso, Rev. William (1811—1899). (Journ. of bot. XLI, 371: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Collett, Sir Henry (1836—1901). (Journ. of bot. XLI, 371: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Journ. of bot. XL, 73—74: Clarke, C. B.)
— — (Gard. Chron. 3. ser. XXXI, 14: Masters, M. T.)

*) Der Name des ausgezeichneten Botanikers wird Celakovskeho geschrieben und hinzugefügt, dass er besser unter dem Namen Celakovsky bekannt wäre; jene Form ist bekanntlich der Genetiv der letzteren. K. Sch.

Digitized by Google

Colmeiro, Miguel. (Boll. soc. Broter. XVIII, 181: Henriques, J.)
Dr. phil., Professor und Direktor des Botanischen Gartens zu Madrid. Kenner der spanischen Flora.

Comber, Thomas. (Journ. of bot. XL, 887, Portr.: Britten.)

— — (Proceed. Linn. soc. 1902, 81—88.)

— — (Journ. R. micr. Soc. London 1902, 158.)

— — (1887—1902). (Journ. of bot. XLI, 871: Britten, James und Boulger, G. S.)
Beschäftigte sich hauptsächlich mit Diatomeen. Lebte zu Parkgate bei Chester.

Combs, Robert. (Symb. ant. III, 82: Urban, I.)

Commerson, Philibert. (Symb. ant. III, 82: Urban, I.)

Convert, Bernard-Hippolyte. (Ann. soc. bot. Lyon XXVI, 44.)
War Sécrétaire général de la Société Botanique de Lyon.

Constant, Alexandre. (Bull. Soc. Hist. nat. Autun n. 14, Proc. Verb. 114 bis 129, Portr.: Gillot, F. X.)

Corda, Aug. Jos. (Jahrb. Deutsch. Gebirgsver. Jeschken- u. Isergeb. XII, 47—58: Hübler, Franz.)

Cornu, Maxime. (Boll. soc. Broter. XVIII, 180: Henriques, J.)

— — (Ber. D. Bot. Ges. XIX. Generalvers. Heft I, 47—58: Magnus, P.)

Courtauld, Sidney (1840—1899). (Journ. of bot. XLI, 871: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Cowburn, Thomas Brett (1889—1892). (Journ. of bot. XLI, 871: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Cramer, Karl Eduard (1831—1901). (Nachruf. Zürich 1902, 20, 1 Photogr.: Schröter, C.)

— — (Ber. D. bot. Ges. XX (28): Schröter.)

— — (Verh. Schweiz. naturf. Ges. LXXXIV. Vers. 108—133: Schröter, C.)

— — (Vierteljahrschr. Nat. Ges. Zürich, XLVII, 1—20, 1 Portrait.)
Dr. phil., Professor der allgemeinen Botanik und Pflanzenphysiologie, Direktor des pflanzenphysiologischen Institutes des Eidgen. Polytechnikums zu Zürich, beschäftigte sich mit dem Studium der Kryptogamen, besonders der Meeresalgen.

Crichton, Rev. Arthur (fl. 1818). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Crueger, Hermann. (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)

Cuming, Hugh. (Symb. ant. III, 84: Urban, I.)

Curdie, Daniel (fl. 1855). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Curtis, Charles (fl. 1880). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Curtiss, Allan Hiram. (Symb. ant. III, 85: Urban, I.)

Curtiss, Floretta A. (Symb. ant. III, 85: Urban, I.)

Cusin, Louis. (Ann. soc. bot. Lyon XXVI, 48.)

Dancer, Thomas. (Symb. ant. III, 85: Urban, I.)

Daniell, William Freeman. (Symb. ant. III, 86: Urban, I.)

Darwin, Erasmus. (Verh. nat. Ver. Karlsruhe XV, 117: May.)

Davidson, Rev. George (starb 1901). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Digitized by Google

Dawson, Sir John William (1820—1899). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Trans. R. Soc. Canada VIII, 3—14: Adams, Frank D.)
Dehérain. (Gard. Chr. 3. ser., XXXII, 489: Masters, M. T.)
Descourtils, Michel Etienne. (Symb. ant. III, 36: Urban, I.)
Desportes, Jean Baptiste Réné Pouppé. (Symb. ant. III, 37: Urban, I.)
Despréaux, J. M. (Symb. ant. III, 37: Urban, I.)
Dickinson, Francis (1816—1901). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Bougler, G. S.)
Dolley, Charles Sumner. (Symb. ant. III, 37: Urban, I.)
Don, George (1798—1856). (Symb. ant. III, 38: Urban, I.)
— — (Gard. Chr. 3. ser., XXXII, 151: Masters, M. T.)
Dowden, Richard (1794—1861). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Dowker, George (1828—1899). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Drummond, Thomas (?—1835). (Symb. ant. III, 38: Urban, I.)
Duchassaing, Placide D. de Fontbressin (1818—1878). (Symb. ant. III, 39: Urban, I.)
Dufft, Karl (Nachruf). (Ber. D. Bot. Ges. XIX, Generalvers., Heft 1, 39: Holtermann, Karl.)
Duss, Antoine (geb. 1840). (Symb. ant. III, 40: Urban, I.)
Dutrône La Couture, Jacques François (fl. 1787). (Symb. ant. III, 40: Urban, I.)
Eales (flor. 1696). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Ebeling, Christoph Wilhelm. (Abh. naturw. Ver., Magdeb. 1900—1902, p. l. 3. Blatt. Portr.)
Mittelschullehrer a. D., Konservator des städtischen Herbariums und Leiter des Schulgartens zu Magdeburg.
Edwards, John (fl. 1819—1825). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James, u. Boulger, G. S.)
Edwards, Thomas (fl. 1800—1845). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Eggers, Heinrich Franz Alexander, Baron v. (1844—1908). (Symb. ant. III, 40: Urban, I.)
Ehrenberg, Carl August (1801—1849). (Symb. ant. III, 48: Urban, I.)
Elliott, William R. (geb. 1860). (Symb. ant. III, 48: Urban, I.)
Elsey, Joseph Ravenskroft (1834—1857). (Symb. ant. III, 44: Urban, I.)
Ernst, Adolf (1832—1899). (Symb. ant. III, 44: Urban, I.)
Euphrasén, Bengt Anders (1756—1796). (Symb. ant. III, 45: Urban, I.)
Evans, Thomas (fl. 1792—1810). (Journ. of bot. XLI, 372: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Fahlberg, Samuel (1758—1834). (Symb. ant. III, 45: Urban, I.)
Farrer, Baron Thomas Henry (1819—1899). (Journ. of bot. XLI, 378: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Favrat, August (1862—1898). (Symb. ant. III, 46: Urban, I.)
Fawcett, William (geb. 1851). (Symb. ant. III, 46: Urban, I.)
Fendler, August (1813—1883). (Symb. ant. III, 47: Urban, I.)
Feredey, Rev. John and Mrs. (fl. 1855). (Journ. of bot. XLI, 378: Britten, James u. Boulger, G. S.)

Digitized by Google

Finlay, Kirkman (fl. 1850—1868). (Symb. ant. III, 47: Urban, I.)
Fisher, George (1794—1873). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Flower, Thomas Bruges (1817—1899). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Formánek, Eduard. (XXXIV. Jahresber., I. Tschech. Staats-Gymn., Brünn 1900/01, 20—26: Rypaček, Fr. J.)
Forsström, Johann Eric (1775—1824). (Symb. ant. III, 48: Urban, I.)
Fothergill. (Gard. Chr. 3. ser., XXXII, 298: Wallace, Hedger.)
Frank, Albert Bernhardt. (Ber. D. Bot. Ges. XIX, Generalvers. H. 1, 10-36: Krüger, Friedrich.)
Fraser, John (1750-1811). (Symb. ant. III, 48: Urban, I.)
— — (fl. 1801—1817). (Symb. ant. III, 49: Urban, I.)
Fredholm, A. (fl. 1897). (Symb. ant. III, 49: Urban, I.)
Freeman, Strickland (fl. 1797—1809). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Friedrichsthal, Emanuel Ritter von (1809—1842). (Symb. ant. III, 49: Urban, I.)
Funck, Nicolas (1816—1896). (Symb. ant. III, 49: Urban, I.)
Frölich u. einige Botaniker seiner Zeit. (Schrift. nat. Ver. Schleswig-Holstein, XII., Sonderabdr.: Heering, W.)
Galeotti, Henri Guillaume (1814—1858). (Symb. nat. III, 50: Urban, I.)
Gander, Hieronymus. (Öster. bot. Ztschr. LII, 240—248: Graf Sarnthein.)
Garber, Abraham Pascal (1838—1881). (Symb. ant. III, 51: Urban, I.)
Gardiner, John. (Symb. ant. III, 51: Urban, J.)
Gardner, Hon. Edward (fl. 1817). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Geinitz, Dr. H. B. (Verh. naturf. Ver. Brünn XXXIX, 34: Makowsky, A.)
Geldart, Herbert Decimus (1831—1902). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
George, Edward (starb 1900). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Gerard (starb 1840). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James und Boulger, G. S.)
Germain (fl. 1856—64). (Symb. ant. III, 51: Urban, I.)
Gibelli, Gius. (Malpighia XV, 297: Anonymus.)
— — (Malpighia XV, 302—319: Pirotta, R.)
Gilbert, Benjamin Davis (geb. 1835). (Symb. ant. III, 51: Urban, I.)
Gilbert, Sir Joseph Henry. (Agric. Stud. Gaz. N. S. X, 167—170 with portrait: Obituary.)
Gill, C. Haughton (1841—1894). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James u. Boulgers, G. S.)
Giordano, Gius. Camillo. (Bull. soc. bot. Italiana 1902, 6—12: Macchiati, L. und de Franciscis, F.)
Gmelch, Franz Paul. (Ber. Bayer. bot. Ges. VIII, 13—15. Portr.)
Gollmer, Julius (starb 1861). (Symb. ant. III, 52: Urban, I.)
Gosse, Philip Henry (1810—1888). (Symb. ant. III, 62: Urban, I.)
Gray, Peter (1818—1899). (Journ. of bot. XLI, 373: Britten, James und Boulger, G. S.)

Digitized by Google

Gray, Samuel Octavini (1828—1902). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Greene, Benjamin D. (1798—1862). (Symb. ant. III, 53: Urban, I.)
Greenway (fl. 1773—1775). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Gregg, J. (Symb. ant. III, 53: Urban, I.)
Gremli, Auguste. (Bull. soc. Murith. XXVII, XXVIII, 284: Carillier, P.)
Grew, Nehemiah. Journ. of bot. XL, 197: Britten.)
— — (Journ. R. micr. Soc. London 1902, 129—141: Carruthers, William, On the Life and Work of Nehemiah Grew.)
Grey, John (fl. 1766—1786). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S)
Grey, Eliza Lucy geb. **Spencer** (starb 1898). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Griffiths, Rev. Evan (1794—1873). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Grosourdy, René de. (Symb. ant. III, 53: Urban, I.)
Guilding, Rev. Lansdown (c. 1797—1831). (Symb. ant. III, 53: Urban, I.)
Gulson, Mss. (fl. 1855). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Gundlach, Johannes (1810—1896). (Symb. ant. III, 54: Urban, I.)
Gunn, Rev. George (1861—1900). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
von Guttenberg, Adolf Ritter. (Österr. Forst- u. Jagdz. 1902, n. 42, 841 bis 842: D. L.)
Guthrie, Francis (1831—1899). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Guyon, E. (fl. 1827). (Symb. ant. III, 54: Urban, I.)
Haast, Sir John Franz Julius (1824—1887). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hagger, John (starb 1895). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hahn, Ludwig (1836—1881). (Symb. ant. III, 55: Urban, I.)
Hamilton, William (starb 1856). (Symb. ant. III, 54: Urban, I.)
Hansen, Karl Olaf Ernst (geb. 1865). (Symb. ant. III, 56: Urban, I.)
Hardy, James (1815—1898). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Harlow, James (fl. 1670). (Symb. ant. III, 56: Urban, I.)
Harris, William (geb. 1860). (Symb. ant. III, 56: Urban, I.)
Hart, J. (fl. 1825). (Journ. of bot. XLI, 874: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hart, John Hinckley (geb. 1847). (Symb. ant. III, 57: Urban, I.)
Hartig, Robert. (Proc. Linn. Soc. London 1902, 85—87.)
— — (Centralbl. ges. Forstwesen Wien 1902: Cieslar.)
— — (Österr. Forst- u. Jagdzeit. 1901, 7 S.: Wilhelm.)
— — (Nat. Rundsch. XVII, 129—131: Meinecke.)
— — (Ber. D. bot. Ges. XX, 8: Tubeuf.)
— — (Sitzb.-Ber. Math.-phys. Cl. Akad. Wiss. München 1902, 238—241: v. Voit, C.)
Hartweg, Karl Theodor (1812—1871). (Symb. ant. III, 57: Urban, I.)

Digitized by Google

Heaton, John Deakin (starb 1880). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hegetschweiler, Carl (1886—1901). (Verh. naturf. Schweiz. Gesellsch. LXXXIV. Vers. 154—155, Ber. schweiz. naturf. Ges. CLIV: Naef.)
Hegler, Robert. (Ber. d. Bot. Ges. XIX. Generalvers., Heft I, 36—38: G. Karsten.)
Heidenreich, Ferd. Albert. (Schrift. phys. Ges. Königsberg, XLIII, 80: Abromeit.)
von Heldreich, Theodor Heinrich Hermann. (Deutsche bot. Monatsschr. XX, 84, Porträt: Leimbach.)
— — (Gard. Chr. 3. ser., XXXII, 288: Masters, M. T.)
— — (Bull. acad. inter. géogr. bot. 3. sér. XI, 298: Léveillé.)
— — (Mag. bot. lap. I, 825—836, Portr.: Halacsy.)
Heller, A. Arthur (geb. 1867). (Symb. ant. III, 58: Urban, I.)
Herrick, Francis Hobart (geb. 1858). (Symb. ant. III, 59: Urban, I.)
Hennecart, Jules (1797—1888). (Symb. ant. III, 59: Urban, I.)
Henry, Caroline (starb 1890). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Heward, Robert (1791—1877). (Symb. ant. III, 60: Urban, I.)
Hjalmarson, Justus Adalrik (1828—1876). (Symb. ant. III, 60: Urban, I.)
Higson, Thomas (1778—1886). (Symb. ant. III, 61: Urban, I.)
Hitchcock, Albert S. (geb. 1865). (Symb. ant. III, 61: Urban, I.)
Hobkirk, Charles Codrington Pressick (1837—1902). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Journ. of Bot. XLI, 481: Britten, James.)
Hodgson, William (1824—1901). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Holub, Emil. (Leopoldina 1902, 45—46.)
Hooker, Sir William Jackson. (Ann. bot. XVI, IX—CCXX, Portr.: Hooker, Sir Jos. Dalt.)
Hornbeck, Hans Baltzar (1800—1870). (Symb. ant. III, 61: Urban, I.)
Houstoun, William (1695—1738). (Symb. ant. III, 62: Urban, I.)
Howie, Charles (1811—1899). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hügel, Carl v. (Gedenkrede, herausgeg. Verein Gärtn. u. Gartenfr. Hietzing, Wien 1901: Wiesner, Julius.)
Hughes, Griffith (fl. 1750). (Symb. ant. III, 62: Urban, I.)
von Humboldt, Friedrich Wilhelm Heinrich Alexander (1769—1859). (Symb. ant. III, 62: Urban, I.)
Humphrey, James Ellis (1861—1897). (Symb. ant. III, 64: Urban, I.)
Hunter, Robert (starb vor 1847). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Hussey, Benjamin (fl. 1767). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Husnot, T. (Symb. ant. III, 65: Urban, I.)
Jack, Joseph Bernard. (Mitteil. des bad. bot. Ver. 1902, 245.)
Jacquemont, Victor (1801—1832). (Symb. ant. III, 65: Urban, I.)
Jacquin, Nicolaus Joseph Freiherr v. (1727—1817). (Symb. ant. III, 65: Urban, I.)
Jäger, Benedict (fl. 1825—1880). (Symb. ant. III, 66: Urban, I.)
Jardin, Edélestan (fl. 1849—1861). (Symb. ant. III, 67: Urban, I.)

Digitized by Google

Jeannerett (fl. 1847). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Jenman, George Samuel (1845—1902). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Bull. Bot. Dep. Jamaica IX, 59—60.)
— — (Journ. of bot. XL, 287: Britten.)
— — (Gard. chron. 3. ser., XXXI, 284: Hart, J. H.)
— — (Symb. ant. III, 67: Urban, I.)
Imray, John (1811—1880). (Symb. ant. III, 67: Urban, I.)
Johow, Friedrich Adalbert (geb. 1859). (Symb. ant. III, 68: Urban, I.)
Jones, Arthur Coppen (1866—1901). (Journ. of bot. XLI, 875: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Jones, Arthur Mowbray (1826—1889). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Jones, David T. (fl. 1817). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Juranyi, L. (Termeszettud. Közl. 1901, 715—787: Magoszy-Diez, Sandor.)
Isert, Paul Erdmann (1757—1789). (Symb. ant. III, 68: Urban, I.)
Kennedy, John (1795—1842). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Kirby, Rev. William (1759—1850). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Kirk, Thomas (1828—1897). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Klinge, Christoph Johannes, sein Leben u. seine Werke. (Korrespondenzbl. Naturf. Ver. Riga XLV, 7: K. R. Kupffer.)
Klinge, Joh. Christ. (Korr.-Bl. nat. Ver. Riga 1902, 7—20: Kupffer.)
— — (Bull. jard. Petersb. II, 27, mit Bildnis: Tanfiljew, G.)
Kohaut, Franz (fl. 1817—1822). (Symb. ant. III, 68: Urban, I.)
Korshinsky, Ssergei Iwanowitsch [Nachruf]. (Ber. d. Bot. Ges. XIX. Gen.-Vers., Heft I, 40—47: G. Tanfiljew.)
Krause, E. H. L. (geboren 1859). (Symb. ant. III, 69: Urban, I.)
Krebs, Henrik Johannes (geb. 1821). (Symb. ant. III, 69: Urban, I.)
Krelage, J. H. (Gard. Chron. 3. ser., XXX, 421 [Portr.]: Masters, M.)
Krug, Carl Wilhelm Leopold (1833—1898). (Symb. ant. III, 69: Urban, I.)
Kuhl en van Hasselt (Album der natuur. 1908, 1—22, 66—88: Greshoff, M.)
Kühne, Willy. (Sitzb. Ak. Wiss. math.-phys. Kl. München, 1902, 249—262: v. Voit, C.)
Kuntze, Carl Ernst Otto (geb. 1843). (Symb. ant. III, 70: Urban, I.)
Lackner, C. (Gartenfl. LI, 562: Wittmack.)
Lahaye, Abbé de la (starb 1802). (Symb. ant. III, 71: Urban, I.)
Lamark, Jean. (Verh. naturw. Ver. Karlsruhe XVI, 125: May, V.)
Lange, Theodor. (Monatsschr. Kakteenk. XII, 147—148: Hirscht, Karl.)
Lankester, Phoebe geb. **Pope** (1825—1900). (Journ. of bot. XLI. 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Lawson, Sir Charles (1794—1873). (Journ. of bot. XLI. 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Lassen, Holger Jorgen (geb. 1868). (Symb. ant. III, 72: Urban, I.)
Leblond, Jean Baptiste (1747—1815). (Symb. ant. III, 72: Urban, I.)
Ledru, André Pierre (1761—1825). (Symb. ant. III, 72: Urban, I.)

Digitized by Google

Lefroy, Sir John Henry (1817—1890). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Symb. ant. III, 78: Urban, I.)
Lehmann, Friedrich Carl (starb 1904). (Symb. ant. III, 74: Urban, I.)
Lehmann, Eduard. (Korr. B. nat. Ver. Riga XLV, 1902, 21—27: Kupffer.)
Leibold, Friedrich Ernst (1804—1864). (Symb. ant. III, 74: Urban, I.)
Leimbach, Gotthelf. (Deutsche bot. Monatsschr. XX, pp. 81—85: Reineck.)
— — (Soc. entom. XVII. pp. 74—76: Reineck.)
Leiner, Ludw. (Mitt. bad. naturw. Ver. 1901, p. 284: Schl.)
Lemaire, Adrien. (Bot. Cb. XL, 512: Anonym.)
— — (Bull. soc. bot. Fr. IV. sér. II, 242: Le Monnier.)
Lewin, John William (fl. 1805—1808). (Journ. of bot. XLI, 876: Britten, James u. Boulger, G. S.)
l'Herminier, Félix Louis (1779—1888). (Symb. ant. III. 74: Urban, I.)
l'Herminier, Ferdinand (1802—1866). (Symb. ant. III, 75: Urban, I.)
Liebmann, Frederik Michael (1813—1856). (Symb. ant. III, 75: Urban, I.)
Limpricht, K. G. (Bryologist, 1908. 14—15: Holzinger, J. M.)
Linaire, Rev. Thomas (1460—1524). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Linden, Jean Jules (1817—1899). (Symb. ant. III, 76: Urban, I.)
Linton, William James (1812—1898). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Lockart, David (starb 1846). (Symb. ant. III, 78: Urban, I.)
Lodge, F. A. (Symb. ant. III, 78: Urban, I.)
Long, Edward. (Symb. ant. III, 79: Urban, I.)
Lowe, Edward Joseph (1825—1900). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Lowell, Augustus. (Proceed. Amer. acad. sc. and arts XXXVII, 686: Lowell, Percival.)
Lunan, John (fl. 1814). (Symb. ant. III, 79: Urban, I.)
Lunt, William (geb. 1871). (Symb. ant. III, 79: Urban, I.)
Macfadyen, James (1800—1850). (Symb. ant. 79: Urban, I.)
Macfarlane, Rev. George (starb 1884). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Mackenzie, D. (starb 1800?). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Macnab, Gilbert (1815—1859). (Symb. ant. III, 80: Urban, I.)
Macrae, James (fl. 1828—1880). (Symb. ant. III, 80: Urban, I.)
Maerter, Franz Joseph (fl. 1780—1788). (Symb. ant. III, 80: Urban, I.)
Mandeville, Henry John (1778—1861). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Mansel-Pleydell, John Clavel geb. **Mansel** (1817—1902). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Mansel-Pleidell, John Clavell. (Journ. of bot. XL, 260, Portr: Linton, E. F.)
March, William (c. 1795 bis c. 1872). (Journ. of bot. XLI, 877: Britten, James u. Boulger, G. S.)
March, Thomas William (c. 1795 bis c. 1872). (Symb. ant. III, 81 : Urban, I.)
Marchlewski, L. (Extrait Bull. acad. sc. Cracovie, 1901, November: Anonymus.)
Marie, Edouard Auguste (1885—1888). (Symb. ant. III, 82: Urban, I.)

Digitized by Google

Maries, Charles. (Gard. Chr. III. ser. XXXII, 860, Portr.: Masters, M. T.)
— — (starb 1902). (Journ. of bot. XLI, 377: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Marnock, Robert (1800—1889). (Journ. of bot. XLI, 378: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Marshall, Moses (1758—1818). (Journ. of bot. XLI, 378: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Martin, Joseph (Fl. 1788—1789). (Symb. ant. III, 82: Urban, I.)
Masson, Francis (1741—1805). (Symb. ant. III, 82: Urban, I.)
Mathews, William (1828—1901). (Journ. of bot. XLI, 378: Britten, James u. Boulger, G. S.)
Mattei, Jérôme (1881—1894). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Mayerhoff, Carl Julius (geb. 1805). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Maza, Manuel Gomez de la (geb. 1867). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Mazé, Hippolyte Pierre (1818—1892). (Symb. ant. III, 84: Urban, I.)
Mead, Richard (1673—1754). (Journ. of bot. XLI, 788: Britton, James u. Boulger, G. S.)
Meehan, Thomas (1826—1901). (Journ. of bot. XLI, 788: Britten, James u. Boulger, G. S.)
— — (Gard. Chron. 3. sér. XXX, 383 [Portr.]: Masters, M. T.)
— — (Gartenfl. LI, 81: Wittmack.)
— — (Fern bull. IX, 87, 88, Portr.: Clute, W. N.)
— — (Journ. of bot. XL, 88—41, Portr.: Britten, I.)
— — (Meehans Monthly XII, 18—19: Meehan, S. M.)
Melvill, James Cosmo (geb. 1845). (Symb. ant. III, 84: Urban, I.)
Michaux, André (1746—1802). (Symb. ant. III, 85: Urban, I.)
Michaux, François André (1770—1855). (Symb. ant. III, 86: Urban, I.)
Micheli, Marc. (Bull. soc. bot. France 4. sér. II, 177: Briquet, John.)
— — (Gard. Chr. III. ser. XXXII, 88: Masters, M. T.)
— — (Arch. sc. phys. et natur. Genève 4. sér. XIV, pp. 5—13, 1 Portr.: C. De Candolle.)
Sehr verdient besonders um die Bearbeitung der *Leguminosae* des tropischen Amerikas (Paraguay, Mexiko), die er in prächtig illustrierten Werken behandelte. Ferner schrieb er Monographien der *Juncaginaceae*, *Alismataceae* und *Butomaceae* für DC., Suit. au Prodr.; auch machte er sich um die Einführung vieler Gartenneuheiten verdient, die er in seinem Garten kultivierte.
Millardet, Pierre-Marie Alexis. (Bull. soc. bot. Fr. 4. sér. II. 818: Bornet.)
— — (Bot. Cl. XCII, 112: Anonym.)
Millspaugh, Charles Frederick (geb. 1854). (Symb. ant. III, 87: Urban, I.)
Mociño, Jose Mariano (starb 1819). (Symb. ant. III, 87: Urban, J.)
Moll, Karl Marie Ehrenbert Freiherr v. (1760—1838). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Monteverde, Manuel de (starb 1871). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Morales, Sebastian Alfredo de (1828—1900). (Symb. ant. III, 88: Urban, I.)
Moretti, Giuseppe. (Atti Ist. Bot. Pavia 1902, 3, Portr.: Briosi, G.)
Mori, Antonio. (Bollett. soc. bot. ital. 1902, 58: Fiori.)
— — (Bollett. soc. bot. ital. 1902, 59: Pantanelli.)
— — (Bull. soc. bot. Fr. 4. sér. II, 248: de Toni, M.)
Moritz, Johann Wilhelm Karl (1797—1866). (Symb. ant. III. 89: Urban, I.)
Morris, Daniel (geb. 1844). (Symb. ant. III, 89: Urban, I.)
Moseley, Henry Nottidge (1844—1891). (Symb. ant. III, 90: Urban, I.)
Munro, William (1818—1880). (Symb. ant. III, 91: Urban, I.)

Digitized by Google

Murray, George Robert Milne (geb. 1858). (Symb. ant. III, 91: Urban, I.)
Nectoux (fl. 1788—1808). (Symb. ant. III, 92: Urban, I.)
Neill, Patrick. (Gard. Chr. III. ser. XXXII, 297: Wallace, Hedger.)
Nencki, Marcelli. (Bull. Ac. Soc. Crakovie 1901: Marchlewski.)
Nicholls, Henry Alfred Alford (geb. 1851). (Symb. ant. III, 92: Urban, I.)
Nock, W. (fl. 1875—1880). (Symb. ant. III, 92: Urban, I.)
Northrop, Alice Belle geb. Rich (geb. 1864). (Symb. ant. III, 98: Urban, I.)
Northrop, John Isaiah (1861—1891). (Symb. ant. III, 98: Urban, I.)
Oersted, Anders Sandoe (1816—1872). (Symb. ant. III, 98: Urban, I.)
Ossa, José Antonio de la (fl. 1805—1880). (Symb. ant. III, 94: Urban, I.)
Otto, Carl Friedrich Eduard (1812—1885). (Symb. ant. III, 94: Urban, I.)
Oviedo, Gonzalo Fernandez de Oviedo y Valdés (1478—1557). (Symb. ant. III, 95: Urban, I.)
Oxamendi, Juan Calixto (1829—1885). (Symb. ant. III, 95: Urban, I.)
Palisot, Ambroise Marie Joseph baron de Beauvois (1752—1820). (Symb. ant. III, 96: Urban, I.)
Parker, Charles Sandbach (starb 1868 oder 1869). (Symb. ant. III, 98· Urban, I.)
Parkinson, John. (Gard. Chron. III. ser. XXXI, 817: Boulger, G. S., Abb. der Bildsäule.)
Parry, Charles Christopher (1828—1890). (Symb. ant. III, 98: Urban, I.)
Pavon, José (fl. 1778—1788). (Symb. ant. III, 99: Urban, I.)
Paulsen, Ove Wilhelm (geb. 1874). (Symb. ant. III, 99: Urban, I.)
Payez, Vévrance. (Bull. soc. bot. Fr. (IV. sér. II.) XLIX, 168 und 169: Harmand.)
Perrottet, George Samuel (1798—1870). (Symb. ant. III, 99: Urban, I.)
Philibert, Henri. (Bull. Soc. hist. nat. Autun n. 14 Proc. Verb. 129—141: Portr.: Gillot. F. X.)
Picarda, Louis (geb. 1848). (Symb. ant. III, 100: Urban, I.)
Piccone, A. (Ann. istit. R. bot. Roma I,X 169—185: de Toni, G. B.)
Planellas, José (1850—1886). (Symb. ant. III, 101: Urban, I.)
Plée, Auguste (1787—1825). (Symb. ant. III, 101: Urban, I.)
Pleydell, John Clavell Mansel. (Journ. of Bot. 1902, 260—268: Linton, E. F.)
Plumier, Charles (1646—1704). (Symb. ant. III, 101: Urban, I.)
Poeppig, Eduard Friedrich (1798—1868). (Symb. ant. III, 108: Urban, I.)
Poiteau, Pierre Antoine (1766 - 1854). (Symb. ant. III, 108: Urban, I.)
Ponthieu, de. (Symb. ant. III, 106: Urban, I.)
Du Port, Rev. James Mourant (1882—1893). (Journ. of bot. XLI, 872: Britten, James und Boulger, G. S.)
Powell, Henry (geb. 1864). (Symb. ant. III, 106: Urban, I.)
Prax (starb 1858). (Symb. ant. III, 106: Urban, I.)
Prenleloup, L. A. (starb c. 1885). (Symb. ant. III, 106: Urban, I.)
Prestoe, Henry (fl. 1864—1886). (Symb. ant. III, 106: Urban, I.)
Prior, Richard Chandler Alexander (geb. 1809). (Symb. ant. III, 107: Urban, I.)
Purdie, William (starb 1857). (Symb. ant. III, 107: Urban, I.)
Pursh, Friedrich Traugott (1774—1820). (Symb. ant. III, 108: Urban, I.)
Quélet, Lucien. (Mémoires soc. d'émulat. Doubs. 7. sér. V, IX: Magnin.)
— — (Bull. Soc. nat. Neuchâtel XXVIII, 288—288: Favre, L.)
Ramage, G. A. (fl. 1887—1889). (Symb. ant. III, 109: Urban, I.)

Digitized by Google

Ravn, Peter (starb 1880). (Symb. ant. III, 109: Urban, I.)
Rawson, Sir William (1812—1899). (Symb. ant. III, 109: Urban, I.)
Rein, Johannes Justus (geb. 1835). (Symb. ant. III, 110: Urban, I.)
Reuter, Adolf. (Gartenfl. LI, 64, Portr.: Hoffmann.)
Reynoso, Alvaro (1830—1889). (Symb. ant. III, 110: Urban, I.)
Richard, Louis Claude Marie (1754—1821). (Symb. ant. III, 111: Urban, I.)
Ricksecker, Alfred Edmund (geb. 1869). (Symb. ant. III, 112: Urban, I.)
Ricksecker, Mrs. Leonora Agnes. (geb. 1889). (Symb. ant. III, 113: Urban, I.)
Riedlé, Anselme (geb. 1775). (Symb. ant. III, 113: Urban, I.)
Riise, Albert Heinrich (1810—1882). (Symb. ant. III, 113: Urban, I.)
Ritter, Karl (1800—?). (Symb. ant. III, 113: Urban, I.)
Robinson, Anthony (starb 1768). (Symb. ant. III, 114: Urban, I.)
Rodeck,*) Emil. (Gard. Chron. III. ser., XXXI, 259: Masters, M. T.)
Rodigas, Emile. (Gard. Chron. 3. ser. XXXII, 381: Masters, M. T.)
Rohr, Julius Philipp Benjamin v. (1737—1793). (Symb. ant. III, 114: Urban, I.)
Rothrock, Joseph Trimble (geb. 1839). (Symb. ant. III, 115: Urban, I.)
Rugel, Ferdinand (1806—1879). (Symb. ant. III, 115: Urban, I.)
Ruiz, Hipolito (1754—1815). (Symb. ant. III, 116: Urban, I.)
Ryan, John. (Symb. ant. III, 117: Urban, I.)
Ryff, Walther. (Zeitschr. Naturw. LXXV, 118: Roth, F. W. E.)
Sagra, Ramon de la (1798—1871). (Symb. ant. III, 117: Urban, I.)
St. Paul Illaire, Ullrich le Tanneux Baron von. (Mitt. Deutsch. dendr. Ges. 1902, 1: Graf v. Schwerin.)
— — (Gard. Chron. 3. ser. XXXII, 325: Masters, M. T.)
Sargent, Charles Sprague (geb. 1841). (Symb. ant. III. 118: Urban, I.)
— — (Gard. Chron. 3. ser., XXIX, 22: Craig, W. N. [Abbild.]).
Sauvalle, Francisco Adolfo (1807—1879). (Symb. ant. III. 119: Urban, I.)
Schack, Baron v. (starb 1824). (Symb. ant. III, 119: Urban: I.)
Schimper, Andreas Franz Wilhelm (1856—1901). (Symb. ant. III, 120: Urban, I.)
— — (Botanical Gazette XXXIII, 160: Cowles, H. C.)
Schimper, Wilhelm (1856—1901). (Verh. Schweiz. naturf. Ges. LXXXIV, Vers. 96—98: Christ, H. u. Ber. Schweiz. naturf. Ges. 1901 p. XCVI: Christ.)
— — (Nat. Rundschau XVII, 86—89: Schenck, H.)
— — (Ber. D. Bot. Ges. XIX. General-Vers. Heft I, 54—70. Mit Bildnis: H. Schenck.)
Schlim, Joseph Louis (fl. 1841—1852.) (Symb. ant. III. 120: Urban, I.)
Schöpf, Johann David (1752—1800). (Symb. ant. III, 121: Urban, I.)
— — (Pharmac. Review XXI, 156: Kremers, Edward.)
Schomburgk, Robert Hermann (1804—1865). (Symb. ant. III, 121: Urban, I.)
Schramm, Alphons (1828—1875). (Symb. ant. III, 128: Urban, I.)
Schumann, Walter (fl. 1880—1886). (Symb. ant. III, 124: Urban: I.)
Schwanecke, Carl (geb. 1821). (Symb. ant. III, 124: Urban, I.)
Scrodot, M. (Compt. rend. 1903 [1], 126—128: Bonet, Ed.)

---

*) Kaufmann in Wien und grosser Blumenfreund, nach dem mehrere Arten und Formen von Warmhauspflanzen benannt sind.

Digitized by Google

Seitz, Albrecht (geb. 1865). (Symb. ant. III, 125: Urban, I.)
Sessé, Martin (starb c. 1809). (Symb. ant. III, 125: Urban, I.)
Sherring, Richard Vowell (fl. 1890—1891). (Symb. ant. III, 126: Urban, I.)
Sieber, Franz Wilhelm (1789—1844). (Symb. ant. III, 126: Urban: I.)
Sintenis, Paul Ernst Emil (geb. 1847). (Symb. ant. III, 127: Urban, I.)
Sloane, Sir Hans (1660—1753). (Symb. ant. III, 130: Urban, I.)
von Schmidt-Wellenburg, Josef. (Öst. Bot. Zeitschr. 1902, p. 298—301: Graf Sarntheim.)
Smith, George Whitfield (geb. 1860). (Symb. ant. III, 131: Urban, I.)
Smith, Sir James. (Gard. Chron. III. ser. XXXII, 299: Wallace, Hedges.)
Stahl, Augustin (geb. 1842). (Symb. ant. III, 131: Urban, I.)
Steinheil, Adolph (1810—1839). (Symb. ant. III, 132: Urban, I.)
Stuart, Charles. (Ann. Scot. nat. hist. 1902, p. 65: Evans, A. H.)
Surian, Joseph Donat (starb 1691). (Symb. ant. III, 132: Urban, I.)
Suringar, Willem Frederik Reinier (1832—1898). (Symb. ant. III, 133: Urban, I.)
Swainson. (Symb. ant. III, 134: Urban, I.)
Swartz, Olaf (1760—1818). (Symb. ant. III, 134: Urban, I.)
Syme, George (geb. 1844). (Symb. ant. III, 135: Urban, I.)
Tate, Ralph. (Journ. of bot. XL, 75: Britten.)
— — (Irish Nat., Dublin XI [1902], pp. 36—39: Stewart, Samuel, A., The Fater of Irish Field Clubs.)
— — (Geol. Mag. London N. S. IX, pp. 87—95, with bibliography.)
Thiery, Nicolas Joseph de Menonville (1759—1780). (Symb. ant. III, 136: Urban, I.)
Timothée, Joseph. (Bull. hb. Boiss. II. sér. II, 491: Briquet, John.)
Torralbas, José I. (geb. 1842). (Symb. ant. III, 137: Urban, I.)
Turpin, Pierre Jean François (1775—1840). (Symb. ant. III, 137: Urban, I.)
Tussac, F. Richard de (fl. 1786—1802). (Symb. ant. III, 137: Urban, I.)
Unger, Franz. (Mitteil. naturw. Ver. Steiermark XXXVII, XL VI—LII: Rollet, Alex.)
— — (Mitteil. naturw. Ver. Steiermark XXVII, p. LIII—LXVIII: Haberlandt, G.)
— — (Verh. zool.-bot. Ges. LII, 51—65: Wiesner, Julius, Franz Unger Gedenkrede, gehalten am 14. Juni 1901 anlässlich der im Arkadenhofe der Wiener Universität aufgestellten Unger-Büste.)
Uvodale, Rob. (Gard. Chron. III. ser., XXXII, 81: Anonymus.)
Waby, John Frederick (geb. 1848). (Symb. ant. III, 138: Urban, I.)
Warming, Johannes Eugenius Bülow (geb. 1841). (Symb. ant. III, 138: Urban, I.)
Wartmann, B. (Zur Erinerung an Herrn Prof. Dr. B. W., Museumsdirektor von St. Gallen, 8^0, 36: Anonym.)
Weinland, David Friedrich (geb. 1829). (Symb. ant. III, 139: Urban, I.)
West, Hans (1758—1811). (Symb. ant. III, 140: Urban, I.)
Wetherby, A. G. F. (Bryologist 1902, 103: Smith, A. M.)
Wiles, James (fl. 1791—1793). (Symb. ant. III, 140: Urban, I.)
Wilson, Nathaniel (1809—1874). (Symb. ant. III, 140: Urban, I.)
Withering, William. (Gard. Chron. III. ser. XXXII, 298: Wallace, Hedger).
Wright, Charles (1811—1885). (Symb. ant. III, 141: Urban, I.)

Digitized by Google

Wright, William (1785—1819). (Symb. ant. III, 144: Urban, I.)
Württemberg, Friedrich Paul Wilhelm Herzog von (1797—1860). (Symb. ant. III, 145: Urban, I.)
Wullschlaegel, Heinrich Rudolf (1805—1864). (Symb. ant. III, 145: Urban, I.)
Wydler, Heinrich (1800—1888). (Symb. ant. III. 146: Urban, I.)
Young, George (fl. 1765—1774). (Symb. ant. III, 146: Urban, I.)

XXII. Technische und Kolonial-Botanik 1901—1902.

Referent: **A. Voigt.**

I. Allgemeines, Lehr- und Handbücher, Geschichtliches.

1. **Warburg, O.** Über Geschichte und Entwickelung der angewandten Botanik, 1902. (Verh. Ges. deutsch. Naturf. Ärzte, 78. Vers., T. 2, 1. Hälfte, p. 247—249. D. B. G., 1901, Generalvers., p. 158—188.)

2. **Galloway, B. T.** Applied Botany, retrospective and perspective, 1902. (Science, N. S., vol. 16, p. 49—59.)

3. **Wiesner, J.** Die Rohstoffe des Pflanzenreichs. Band II, 2. Aufl., Lfg. 1—10.

4. **Langer, K.** Grundriss der allgemeinen Warenkunde für zweiklassige Handelsschulen. 8. Aufl., gr. 8°, X, 258 pp., 85 Abb., Wien (Manz), 1901. (Geb. Mk. 2,40.)

5. **Langer, K.** Elemente der allgemeinen Warenkunde für Handelsschulen. 4. Aufl., gr. 8°, IV, 184 pp., 81 Abb., Wien (Manz), 1901.

6. **Jumelle, H.** Les cultures coloniales. T. I: Plantes alimentaires. 18°, XI, 481 pp., avec 104 gravures, Paris (Baillière et fils), 1901. T. II: Plantes industrielles et médicales. 18°, VI, 364 pp., 101 fig. Ib.

Ein kleines Taschenhandbuch mit kurzen Beschreibungen und Abbildungen der wichtigsten tropischen Nutzpflanzen. Band 1 umfasst die stärkehaltigen Wurzeln und Stämme, die Cerealien, Gemüse und Suppenkräuter, Obstarten, zuckerhaltige Pflanzen, Gewürze und aromatische Stoffe, Kaffee, Tee, Kakao. Band 2 bringt Faserpflanzen, Ölgewächse, Kautschuk- und Guttaperchapflanzen, Parfüm- und Firnispflanzen, Farb- und Gerbstoffpflanzen, Medizinalpflanzen, Narkotika und Viehfutterpflanzen.

7. **Seel, E.** Gewinnung und Darstellung der wichtigsten Nahrungs- und Genussmittel. Stuttgart (Enke), 1902.

8. **Imendörffer, B.** Speise und Trank im deutschen Mittelalter. (Sammlung gemeinnütz. Vortr.) Prag (Härpfer).

Digitized by Google

9. **Löw, Imm.** Teakholz und Jute schon im klassischen Altertum bekannt. (Ber. d. bot. Ges., XIX, 1901, p. 127—128.)

II. Nutzpflanzen und Kulturen in verschiedenen Ländern.

1. Allgemeines.

10. **Warburg, O.** Zum neuen Jahr. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 1—7, VI, 1902, p. 1—10.)

Enthält eine kurze Übersicht über die Entwickelung der Kulturen in den deutschen Kolonien und einen Ausblick in die Zukunft.

11. **Meinecke, G.** Die deutschen Kolonien in Wort und Bild. Geschichte, Länder- und Völkerkunde, Tier- und Pflanzenwelt, Handels- und Wirtschaftsverhältnisse der Schutzgebiete des Deutschen Reichs. 2. Aufl., 191 Abb., 17 Portr., 10 Kart., gr. fol., II, 104 pp. Anhang: Samoainseln, 8 pp. Leipzig (Weber).

12. **Wallace, R. H.** The commercial plants grown in Greater Britain — (i. e. Britain and British Colonies). (Quart. Rec. Bot. Soc. London, vol. 8, p. 56--64.

13. **Niederlein, G.** Ressources végétales des colonies Françaises représentées dans les collections de l'Office colonial du Ministère des colonies. 4°, 124 pp., Paris (Dupont), 1902.

14. **Lecomte, Henri.** La production agricole et forestière dans les colonies françaises. 8°, 800 pp., Paris (Challamel), 1900.

15. **Cook, O. F.** Agriculture in the Tropical Islands of the United States, 1902. (Yearb. U. S. Dept. Agric., 1901, p. 849—868, 6 pls.)

2. Kolonialinstitute, Kolonialgärten.

16. **Chevalier, A.** Une visite aux établissements de botanique coloniale et d'agriculture tropicale de Berlin. (Bull. Mus. Hist. nat. Paris, p. 880—884.)

17. **Perrier, Ed.** L'Enseignement colonial au Muséum. (Rev. d. cultures colon., VIII, 1901, p. 83—85.)

Rede bei Gelegenheit eines kolonialen Kursus am Museum im Jardin des plantes, die auf die bisherige Tätigkeit und die Aufgaben des Instituts auf kolonialem Gebiete hinweist.

18. **Jeffersson, J. Th.** Un grand jardin colonial en Belgique. Les serres de Linthout (L'Horticole coloniale). (Rev. d. Cultures coloniales, VIII, 1901, p. 17—20.)

Kurze Beschreibung der Gewächshäuser des Parc Léopold, der dort ausgeführten Vermehrungen von tropischen Kulturpflanzen und der Ausbildung von Personal für tropische Pflanzungen.

19. **Fawcett, W.** Annual Report of the Public Gardens and Plantations for the year ended 8th March 1901. — for the year ended March 1902. — Jamaica Kingston, je 19 pp.

20. Annual reports of the Board of Agriculture etc. Jamaica, 1900 bis 1901, 1901—1902.

20 a. Annual reports of the Botanical Department. Trinidad 1900 bis 1901, 1901—1902.

Digitized by Google

21. **Preuss, P.** Jahresbericht über den Botanischen Garten in Victoria (Kamerun) für das Jahr 1901/1902. 4°, 21 pp.

22. Bemerkungen über den botanischen Garten zu Victoria (Kamerun). (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 245—249.)

Aufsatz Louis Gentils aus dem Bull. d. l. Soc. d'Etudes coloniales, Brüssel, Nov., 1901.

28. **Preuss, P.** Der botanische Garten zu Victoria (Kamerun). (Gartenflora, L, 1901, p. 292—304, 4 Abb.)

24. **Hartmann, G.** Über eine am Kunene zu errichtende landwirtschaftliche Versuchsstation. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 109—112.)

25. **Hindorf, R.** Die Versuchsstation für Tropenkulturen in Usambara. (Der Tropenpfl., V, 1901, p. 266—270.)

26. **Busse, W.** Zur Frage der tropischen Versuchsstation in Usambara. (Tropenpfl., V, 1901, p. 270—278.

Busse und Hindorf treten beide für die Anlage der Versuchsstation in Ostusambara bei Amani ein.

27. Botanisches Landesinstitut Buitenzorg. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 543—547.)

Mitteilung des Jahresbudgets und der Beamtengehälter.

28. **Barber, A. C.** Annual report of the Government Botanist. Report of the operations of the Dpt. of Land Records and Agriculture. Madras Presidency for the official year 1900—1901, p. 11—17. Madras Government Press, 1902.

29. Ceylon, its botanic Gardens; vegetation and short report on a journey to Ceylon. (Tropical Agriculturist, XX, 1901, p. 509—514.)

Übersetzung eines Aufsatzes aus dem Verslag v. S'Lands Plantentuin Buitenzorg für 1898.

30. **Willis, J. C.** School, Bungalow and resthouse gardens, and some hints how to plant them. (R. Bot. Gard. Ceylon, Circular I, 1901, 22, p. 285 bis 293.

3. Europa.

31. **Zürn, E. G.** Die deutschen Nutzpflanzungen und ihre Beziehungen zu unseren Lebens-, Tätigkeits- und Erwerbsverhältnissen. Bd. I. Botanik Kulturgeschichte und Verwertungsweise der wichtigsten deutschen Nutzgewächse. 207 pp., Leipzig (Seemann).

32. **Renaudet, Georges.** Les principes chimiques des plantes de la flore de France. (Bull. Acad. intern. de Geogr. Bot., Ser. 3, X, 1901, p. 12—16, 128—130, 158—160.)

Enthält eine kurze Zusammenstellung der Glykoside, Alkaloide und anderer chemischer Prinzipien, ihre Geschichte, Chemie und Wirkung.

4. Amerika.

33. **Chamberlain, Lucia, S.** Plantes used by the Indians of Eastern North America. (Am. Naturalist, XXXV, p. 1—10.)

34. **Chesnut, V. K.** Plants used by the Indians of Mendocino County, California, 1902. (Contrib. from the U. S. Nat. Herb., Vol. 7, No. 3, p. 295 bis 408, Fig. 66—78.)

Digitized by Google

85. **Morrell, Jennie M. H.** Some main plants and their use, wise and otherwise. (Rhodora, III, 1901, 129—132.)

86. **Griffiths, D.** Forage conditions on the northern border of the Great Basin. (U. S. Dep. of Agr., Plant. Ind., Bull. 15, 1902.)

87. **Allison, Andrew.** The Occurence of certain Tropical Plants in Mississippi, 1902. (Proc. biol. Soc. Washington, XV, p. 195.)

88. **Preuss, P.** Expedition nach Zentral- und Süd-Amerika, 1899/1900. 8°, XII, 452 pp., 20 Taf., 1 Plan u. 76 Abb., Berlin (Mittler), 1901.

I. Surinam, Demerara, Trinidad, Granada, Venezuela, Ecuador, Nicaragua, Salvador, Guatemala, Mexiko, Havana, Jamaika.

II. Der Kakao und seine Kultur, die Vanille in Mexiko, der Perubalsam und seine Gewinnung, Kultur und Aufbereitung des Kaffee, Kautschuk liefernde Pflanzen, Guttapercha liefernde Pflanzen, Kultur der Muskatnuss in Granada.

89. **Sapper, K.** Mittelamerikanische Reisen und Studien aus den Jahren 1888—1900. 8°, 426 pp., 60 Abb., 4 Karten, Braunschweig (Vieweg), 1902.

Der zweite Teil enthält Kapitel über Kaffeebau in Mittel-Amerika, Kautschukkultur, Indigopflanzungen, sowie praktische Ratschläge zur Anlage von Pflanzungen.

40. **Pittier, E.** Agricoltura experimentos de Aclimatacion en los repastos del Volcan de Turrialba. (Bol. Inst. fis. geogr. Costarica, II, p. 1—6.)

41. **Jiménez, Enrique.** El Proteccionismo y el progreso en Agricultura (Continuara), 1902. (Bol. Instit. fis. geogr. Costarica, II, No. 18, p. 124 bis 129.)

42. **Rose, J. N.** Notes of useful plants of Mexico, 1899. (Contr. U. S. nat. Herb., Vol. 5, No. 4, p. 209—259, 87 pl., 2 fig.)

43. **Grottes, Paul des.** Questions agricoles Antillaises. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 296—299.)

Viehzucht auf Zitronenpflanzungen, Schweine, Schwierigkeit Maniokamehl zu konservieren, Koppelwirtschaft, Zuckerrohr-Maniok.

44. **Fawcett, Wm.** and **Harris, W.** Historical notes ou economic plants in Jamaica. (Bull. bot. Dep. Jamaica, VIII, 1901, p. 129—139, 154—157, 161 bis 178.)

I. Einleitung. Hölzer, Früchte. II. Ananas. III. Bananen. IV. Mango.

45. **Palmer, W.** Cuban use of the royal palm. (The Plant world, IV, 1901, p. 107—108.)

46. **Palmer, W.** Deforested Cuba. (Ib., p. 21—22, plate II.)

47. **Went, F. A. F. C.** Rapport omtrent den toestand van land-en tuinbouw op de Nederlandsche Antillen, 1902. 8°, 68 pp. den Haag, Landsdrukkerij 1902.

48. **Sloan, O. St.** Etude sur le commerce et l'agriculture en Colombie. 8°, 56 pp., grav. et carte, Paris (Kopp), 1901.

49. **Engelhardt, O.** Export von Ciudad Bolivar (Venezuela). (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 255.)

Balata, Kautschuk, Tonkabohnen, Kakao, Tabak. Hauptkultur ist Zuckerrohr, daneben Kakao.

50. **Ward.** British Guiana. Board of Agriculture. Report on a visit to Trinidad, 1902.

51. **Cappelle, H. van.** Bijdrage tot de kennis der Cultures in Suriname. 4°, 67 pp., 9 fig. Amsterdam, Bussy, 1902.

Digitized by Google

52. **Went, J. A. F. C.** Rapport uitgebracht in gevolge van het koninklijk besluit van 14 Juni 1901, No. 71 omtrent landbouwtoestanden in de kolonie Suriname. Bijlage C I van het koloniaal verslag van Suriname van 1902 (verbeterde druk).

53. **Brousseaux, G.** Les richesses de la Guyane Française, et de l'ancien contesté franco-brésilien. Onze ans d'exploration, 8°, VIII, 248 pp., Paris (Soc. d'éd. scient.)

54. **Greshoff, M.** De nuttige Planten van Fransch Guyana in verband met Suriname beschouwd. (Bull. Kol. Mus. Haarlem, 25.)

55. **Kaerger, K.** Landwirtschaft u. Kolonisationen im spanischen Amerika. 2. Bd., 8°. 1. Band die La Plata-Staaten, IX, 989 pp., 1 Tabelle. 2. Band die südamerikanischen Weststaaten und Mexiko, VII, 748. Leipzig (Duncker u. Humblot) 1901.

Enhält Bemerkungen über Weizen, Zuckerrohr, Quebracho, Mate, Kaffee, Kakao, Tabak, Kautschuk, Sisal.

56. **Huber, J.** Arboretum amazonicum, decades I. u. II. 4°, 20 Tafeln u. Text. Para, 1900.

Hevea, Phytelephas, Bixa, Vanilla, Manicaria, Astrocaryum.

57. **Löfgren, A.** As plantas uteis indigenas on para introdugis. (Boletim da Agricultura Sao Paulo Brésil, 1901, ser. 2, No. 8, 1901, p. 169—186, 8 fig.)

58. **Albert, F.** Las plantaciones en las Dunas de Chanco. (Act. Soc. scient. Chili, XI, p. 129—151.)

5. Afrika.

59. **Schanz, M.** Ost- und Südafrika. 468 pp., Berlin, Süsseroth, 1902.

Enthält u. a. auch Angaben über die Landwirtschaft.

60. **Hua, H.** Les explorations botaniques dans les colonies francaises de l'Afrique tropicale, d'après les collections conservées au Museum d'histoire naturelle de Paris. (C. r. d. congr. intern. d. bot. Paris, 1900, 8°, 11 pp.) Lous le Saunier.

61. **Dollin de Fresnel, E.** La culture maraichère et fruitière comme moyen corollaire de peuplement français en Tunesie, conférence fait à Bizerte. Soc. geogr. commerc., Paris, 8°, 20 pp., Paris (Courrier d. halles).

62. **David-Basel, J. J.** Über einige Handelspflanzen des ägyptischen Sudan, 1902. (Tropenpfl., Jahrg. VI, 1902, p. 517—525.)

Tamarinde, Gummi arabicum, Baumwolle, Zuckerrohr, Sennehblätter, Indigo, Kautschuk, Korn.

63. **Bonnet, Ed.** Notes sur les collections botaniques receuillies par la mission saharienne Foureau-Lamy. (Bull. mus. d'hist. nat., p. 280—284.)

Ausser einer Aufzählung der beobachteten Arten werden als Nutzpflanzen erwähnt *Andropogon Sorghum*, *Pennisetum typhoideum*, *Panicum turgidum*, *Dactyloctenium aegyptiacum* (Getreide), *Capparis Sodada*, *Balanites aegyptiaca* (essbare Früchte), *Cochlospermum niloticum* (Wurzel zum Gelbfärben), *Hibiscus cannabinus* (Faser), *Eriodendron anfractuosum* (Wolle), *Parkia felicoidea* (Früchte gegessen), *Clitandra cirrhosa* (guter Kautschuk).

64. Developpement du Soudan. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 277—279.)

Wiedergabe älterer englischer Berichte aus dem Board of Trade journal u. Kew Bulletin 1899 über Waldwirtschaft und Tabakbau im Sudan.

Digitized by Google

65. **Vuillet, J.** Les plantes utiles du Soudan. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 359—360.)

Banane, Dattel, Kola.

66. **Chevalier, A.** Nos connaissances actuelles sur la géographie botanique et la flore économique du Sénégal et du Soudan, 70 pp. (Extr. Une mission au Sénégal.)

Enthält die Nutzpflanzen, Kautschuk- und Medizinalpflanzen, sowie eine neue Zuckerpflanze *Panicum burgu*.

67. **Chevalier, A.** L'avenir agricole du sénégal et du Soudan et la culture du cotonnier. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 181—187.)

Mit einem Anhang: Geschichtlicher Überblick über die Baumwollanbauversuche in Westafrika.

68. **Coviaux.** Les produits du cercle de Segou et des territoires de Sansanding. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 177—179 u. 299—308.)

Behandelt:

1. Die erfolgreichen Kulturen französischer Gemüse unter dem Schatten von Palmen und Karoben.
2. Eingeborenen-Kulturen. Verschiedene Hirsearten, Mais, Reis, Bataten, Manioka, *Arachis*, *Sesamum*, Fonio, Osonifis oder Famiramas, Ugou oder Gambo, Kou, Piment, Zwiebeln, Da fou und Tien fou, *Cannabis*, *Adansonia*-Rinde, Baumwolle, Indigo, Tabak.
3. Wildwachsende Pflanzen. *Tamarindus*, *Khaya senegalensis*, Tomboro oder Diale; Karité, *Bútyrospermum Parkii*, Koungouélé oder Gouguéfra, dem Tee ähnlich, M'Pegou, Diangounani, Bouana, M'Gouna, Dougué; verschiedene Parfüms Nsaba, Treleke, Boure, N'Taba, Diourou.

69. **Peckholt, Th.** Heil- und Nutzpflanzen Brasiliens. (Ber. d. D. pharm. Ges., XII, 1902, p. 108—112, 180—140, 194—200.)

70. **Vuillet, J.** Quelques plantes intéressantes des Haute et Moyenne vallées du Niger, avec les noms bambaras (Suite). (Rev. Cult. colon., VIII, 1901, p. 71—78, IX, 1901, p. 38—40.)

Bimberi, *Sorghum*; Bongonio, *Leguminose*; Bouha, Datura, Choucoula, *Basilicum*; Danda, *Dioscorea bulbifera*; Danda ba, *D. alata*; Diou, *Nauclea africana*; Dioula n'joro, *Carex* mit wohlriechenden Knollen; Fourni *Pavonia*, Fasern; Galama, Calebasse; Kaffouné, *Anethum*; Kissi sosso, *Phaseolus*; Koundie, *Guiera senegalensis* Lam.; Lingui, *Panicum pyramidale*; Missidi Koumbaré, *Portulacca*; Missi tsara, *Citrullus*; N'gokou, *Nuphar*; Niabessé, *Luffa cylindrica*; Niamokou, *Amomum Melegueta (?)*; Njoro, *Cyperus esculentus*; Ouolo, *Terminalia avicennioides*, Ouoro tie, *Mucuna urens*, Sogoba Kenessi, *Asparagus*; Tin *Elaeis guineensis*; Toumet, *Allium sativum* L.; Tsara, *Citrullus vulgaris*; Badia, roter Wasserreis *Oryza sativa*; Bembé, *Lannea acida*; Douganta, *Polygala micrantha* G. et P.; Farakileni, weisser Wasserreis; Faraouoro, Hirse; fié, *Brachystelma Bingeri*; Fouta Reissorte; Gouama, *Paritium tiliaceum*; Goyo, *Solanum*; Kofina, *Combretum Raimbauldtii*; Kortogouoni, *Acacia*; Malonifi, Reis; Moro iri *Spathodea campanulata*; Niama, *Bauhinia*; N'ko bilé; Nonfon, *Paullinea (?)*; N'taba Koumba, *Detarium senegalense*; N'tiriba, *Cochlospermum tinctorium*; Sahe gouoni, *Acacia*; Samennereni, *Entada africana*; Saradigui, Reissorte; Sinia, *Cassia Sieberiana*; Soo, Leguminose, Nutzholz; Sossonibile, *Dolichos Lablab*; Souna, Hirse; Sourkontomono, *Zizyphus Baclei*; Tegnie, *Erythrina*; Ya ya, *Ceratanthera Beaumetzi*.

Digitized by Google

71. **Moller, Ad. F.** Einige landwirtschaftliche Notizen über die Insel S. Miguel (Azoren). (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 188.)

Die Apfelsinenproduktion ist sehr zurückgegangen, vor 20 Jahren exportierte S. M. 860000 Kisten p. a. nach England. Ananaskultur hat die Orangen verdrängt, ist aber z. Z. nicht lohnend. Bataten werden zur Branntweinbereitung kultiviert, aber durch zu hohe Steuern bedrückt. Nur die Teekultur ist vorteilhaft und wächst von Jahr zu Jahr. Es gibt dort zwei Teefabriken. Jahresproduktion 18—20000 kg schwarzer Tee.

72. **Moller, Ad. F.** Landwirtschaft auf San Miguel. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 40—41.)

Getreidebau, Weinbau, Bohnen, Zwiebeln, Kartoffeln, Tee, Apfelsinen (z. Z. im Rückgang), Ananas, Tabak, Bataten, Bananen.

78. **Moller, Ad. F.** Landwirtschaftliche Produktion der Distrikte Anagra do Heroismo und Ponte Delgado. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 482.)

Statistik des Jahres 1901.

74. **Alldridge, T. J.** The Sherbro and its Hinterland. London (McMillan), 1901.

Enthält u. a. *Elaeis guineensis*, *Raphia vinifera*, Kola, Camwood.

75. **Bailland, Emile.** Cultures et produits Ouest-Africains. (Journ. d'Agricult. Tropicale, II, 1902, p. 263—266.)

Bananenfasern und -mehl, Baumwolle, Ölpalme, Kokosnuss, Mangroverinde, Ingwer.

76. **Moller, A. F.** Wiederausfuhr portugiesischer Kolonialprodukte aus Lissabon. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 424—425.)

Kurze Statistik des Jahres 1901. Die Produkte stammen meist aus portug. Westafrika.

77. **Bourdarie, P.** Les cultures secondaires au congo français. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 168—172.)

78. **Gentz.** Die Hauptschwierigkeiten des Gartenbaues in Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 284—287.)

Wassermangel, Vögel und Heuschrecken.

79. **Watermeyer.** Einige Notizen über wirtschaftlich und gewerblich wichtige natürliche Hilfsquellen Deutsch-Südwestafrikas. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 58—61.)

W. bespricht kurz *Elephantorrhiza* (Gerbwurzel); *Sanseviera* (Fasern), *Gomphocarpus* (Pflanzenseide); *Aloe dichotoma* (Faser und Mark); *Artemisia afra* (Fiebertee); ölhaltige Bohnen (von einer unbestimmten rankenden Pflanze); *Copaifera mopane* (Ölfrüchte, Harz des Stammes); *Sclerocarya Schweinfurthiana* marula, Guarru (Frucht essbar, Kerne ölhaltig); *Ricinus; Helianthus*; Mais: Düngungsfragen; Salzbüsche; Luzerne- und Runkelrübenbau in der Salzsteppe Maulbeerbaum und Seidenraupenzucht; Bienenzucht.

80. **Dinter, K.** Deutsch-südwestafrikanische „Veldtkost". (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 472—480.)

Kurze Beschreibung nachstehender Nutzpflanzen. *Cyperus esculentus*, *Acanthosycios horrida*, *Hyphaene ventricosa*, *Sclerocarya Schweinfurthiana*, *Strychnos innocua*, *Ficus damarensis*, *Grewia flava*, *Boscia foetida*, *B. Pechuelii*, *Acacia hebeclada*, *A. albida*, *Zizyphus mucronata*, *Citrullus vulgaris*, *Bauhinia* spec., *Dolichos* spec., *Hydnora africana*, *Acacia horrida*, *detinens*, *Giraffae* und *dulcis*. *Methonica* spec., *Ipomoea*, *Echinothamnus Pechuelii*, *Paschanthus Jäggii*, *Cissus Cramerianus*, *Diospyros* spec., *Euclea* spec., *Maerua parvifolia*, *Hoodia Bainesii*, *Decabelone*

Digitized by Google

Barkleyi, *Rhus lancea*, *Ophioglossum vulgatum*, *Cleome* spec., *Galmia africana*, *Boerhaavia albiflora* (nom. provis), *Atriplex albus*, die meist wegen ihrer Früchte und zum Teil ihrer Knollen wegen verwendet werden. *Sclerocarya* liefert ausserdem ein gutes Nutzholz.

81. **Warburg, O.** Nutz- und Medizinalpflanzen aus dem Nordbezirk von Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 588—589.)

1. *Copaifera mopane* Kirk, Tsaura Heis, Blätter liefern Öl. 2. *Withania somnifera* Dun., Jl Auheib, J. Ohexus, O'Gangwe, Wurzel, Heilmittel. 3. *Peucedanum araliaceum* Kaab, Wurzel, desgl. 4. *Elephantorrhiza Burchelli* Benta, Nunib, Wurzel, desgl. und Gerbmittel. 5. *Boscia Pechuelii* O. Kuntz, Hunis, Frucht essbar, Wurzel geröstet Kaffee. 6. Erus, Frucht essbar, Kern ölreich. 7. Seepop, ganze Pflanze als Seife. 8. *Amarantus Blitum*, Ganguib, gegessen, liefert ferner berauschendes Getränk. 9. Abbusch, Viehfutter, Wurzeln zu Pfeifen. 10. *Solanum aff. rigescens* Jacq. n. sp., Gamhaib, Sorobib, Wurzel Heilmittel. 11. *Daemia extensa* Rkr. var. *angolensis* Dcne., Guwib, Wurzel, Blätter desgl. 12. *Crotalaria Pechueliana* H. Schinz, Gariheib, Murai, Wurzel desgl. 13. *Cassia obovata* Coll., Nuheib, Wurzel desgl. 14. *Crotalaria* spec., Kei hawib, Wurzeln desgl. 15. *Cissus* spec., Gan gaib, Wurzel desgl. 16. *Orthanthera jasminiflora* K. Schum., Marisab, Wurzel desgl. 17. *Kalanchoe paniculata* Harv., Suib, ganze Pflanze desgl. 18. *Rhynchosia caribaea* DC., Garisab, Wurzel desgl. 19. *Asparagus africanus* Lam., Gaobaeb, Wurzel desgl. 20. *Lessertia benguellensis* Bak., Na Aarab, Pflanze desgl. 21. *Gloriosa virescens* Lindl., Ari Nub, ev. Zierpflanze. 22. *Bauhinia Burkeana* Benth., Aus oder Ozombanui, Frucht resp. Samen gegessen. 23. *Polygala bracteolata* L., Murai, Heilmittel.

Es folgt Bericht über die chemische Untersuchung von 1, 2, 3, 4, 11, 12, 15, 18 und 19.

82. **Gerber.** Bericht über die Forstkultur in Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 564—566.)

Empfiehlt die Gegend um Okohandja für die Anlage von zusammenhängenden Waldkomplexen und für den Norden die Kultur der Dattelpalme.

83. **Neubaur.** Die Besiedelungsfähigkeit von Westusambara. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 496—518.)

Enthält neben Angaben über Viehzucht und Kultur europäischer Nutzpflanzen praktische Ratschläge hinsichtlich des Kaffeebaues.

84. **Lommel.** Chemische Untersuchungen einiger Böden aus dem Hinterlande von Tanga, ausgeführt in der königl. landwirtsch. Akademie in Bonn-Poppelsdorf unter Leitung des Geh. Reg.-Rats Prof. Dr. Wohltmann. (Ber. über Land- u. Forstwirtschaft in Deutsch-Ostafrika, 1902, Bd. 1, H. 2, p. 182 bis 195.)

85. **Busse, W.** Forschungsreise durch den südlichen Teil Deutsch-Ostafrikas. (Tropenpflanzer, Beiheft III, 1902, p. 98—120, 5 Abb.)

86. **Busse, W.** Reisebericht der Expedition nach den deutsch-ostafrikanischen Steppen. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 20—32, 3 Abb., p. 105—117, 2 Abb., p. 299—317, 3 Abb.)

An Nutzpflanzen erwähnt B. verschiedene Gummi liefernde Akazien (u. a. *Acacia spirocarpa*, *A. Seyal*, *A. stenocarpa*), den Ebenholzbaum (*Dalbergia melanoxylon*), *Borassus*-Palmen, *Strychnos*-Arten, und bildet sie ab, ferner *Pterocarpus erinaceus*, *Sanseviera*-Arten u. a. m. Er führt die Entstehung des Akaziengummis auf die Tätigkeit von Akazien bewohnenden Ameisen zurück-

Digitized by Google

Er berichtet ferner über den Stand der auf seiner Reise berührten Plantagen und Versuchspflanzungen, sowie über einige beobachtete Krankheiten der Kulturpflanzen, insbesondere des Kaffee.

87. **Moller, A. F.** Die Landwirtschaft in Gaza (Mozambique). (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 94—95.)

Beschränkt sich noch auf wenige Nahrungsmittel der Eingeborenen, es wären aber eine Reihe tropischer Kulturen: Tabak, Kaffee, Zucker, Baumwolle, Erdnüsse, Kokos, möglich.

88. **Werth, E.** Die Vegetation der Insel Sansibar. (I.-D. aus Mitt. d. Seminars f. orient. Sprach., Abt. III, 97 pp., 1 Karte, 6 Abb.)

89. **Stuhlmann, F.** Notizen über die Landwirtschaft auf „La Reunion". (Tropenpflanzer, Beiheft II, 1901, p. 1—29, 8 Abb.)

90. **Müntz, A. et Rousseaux, E.** Etude sur la valeur agricole, XII, No. 2. des terres de Madagascar. (Extr. du Bull. du ministère de l'agric., 8°, 216 pp., 1 Karte, Paris [imp. nation.], 1901.)

91. **Perier de la Bathie.** Les forêts de la côte nord-ouest de Madagascar. (Rev. de cult. colon., XI, 1902, p. 198—200.)

92. **Jeannot, E.** Les ressources végétales naturelles de la région des Betsimisaroka-Betanimena (Madagascar). 8°, 89 pp., Paris (Levé).

93. **Jeannot, E.** Les productions végétales de la région des Betsimisaroka-Betanimena (Madagascar). (Rev. d. cultures coloniales, VIII, 1901, p. 38—44, 73—77, 97—102, 134—142, 168—176, 201—206, 231—238.)

Enthält folgende Kapitel: I. Allgemeines über die Gegend und ihre Flora. II. Nutzpflanzen.

1. Nutzhölzer. a) Harthölzer. Hazonandriana oder Hitsiky, Bignoniacee, Art Rosenholz; Hazomainty = schwarzes Holz, *Diospyros* spec.; Merana, *Vernonia Merana* Eisenholz; Hintsina, *Afzelia bijuga*; Savoka; Rotra, *Eugenia (?);* Hazovola; Voamboana, *Dalbergia Baroni;* Harahara, *Neobaronia phyllanthoides.* b) Bauholz. Nanto, *Labramia Bojeri;* Nato, Sapotacee; Atodinga, id.; Voapaka; Hazinina; Tandroroho, *Hymenaea verrucosa;* Vintanina, *Calophyllum spurium;* Lalona, *Weinmannia* spec.; Varongy, *Ocotea trichophlebia;* Bemafaitra; Filao, *Casuarina equisetifolia;* Lalotona; Tsiramramy; Hazondrano; Kiji, *Tamarindus indica (?);* Raphia, *R. Ruffia; Ravenala madagascariensis;* Volo, *Bambusa.* c) Bedingungen für Errichtung einer Schneidemühle.
2. Gummi und Harze, Tandroroho *Hymenaea verrucosa;* Angivolo; Kijy, *Tamarindus indica* oder *Symphonia clusioides;* Hazinina; Letaka oder Foraha, *Calophyllum Inophyllum;* Vintanina oder Tacamaca de l'interieur, *C. spurium;* Harongana, *Haronga madagascariensis,* Ramy, *Protium* oder *Canarium.*
3. Milchsaftführende Bäume und Lianen. a) Milchsaft, Art der Kougulation. b) Guttaähnliche Stoffe. Atodinga; Atodinganala; Voantsioïka; Nato oder Natto, *Mimusops;* Atafara; Sarny; Nonoka, *Ficus Melleri;* Tsibona. c) Kautschuk liefernde Pflanzen. Hazondrano, *Mascarenhasia* spec., Vahy Voahena, *Landolphia madagascariensis;* Vahy Voahentitso; Vahy Fingibary; Vahy Fingibato; Vahy Eribolo. d) Klebrige Milchsäfte. Lalotona oder Babona; Kaboka oder Kangahazo; Aviavindrano, *Ficus trichopoda;* Vahy Lapotraka. e) Ernte des Kautschuk, rationelle Kultur, Versuche.
4. Faserpflanzen. a) Palmen. *Raphia Ruffia;* Lakatra; Lafa oder Dara; Vonitra oder Crin végétale. b) *Juncaceae Araceae* etc. Harefo, *Heleo-*

Digitized by Google

charis plantaginea; Penja oder Forona, *Lepironia mucronata;* Foronbato; Vindia; Viha. c) Blattfasern. Vaquois, *Pandanus;* Manasa, Manasabe, *Agave* spec. d) Fruchtfasern (nebst Pflanzenseiden): Landhazo; Voanono; Voatenina. e) Rindenfasern Aviavy, Nonoka, Voara, *Ficus* spec.; Varo, *Hibiscus tiliaceus;* Dipaty oder Manasavelona; Fotatra; Voanana; Hafapotsy; Pampaú. Von allen Fasern werden nur *Raphia* und Vonitra im grossen ausgebeutet. Die Verhältnisse der ersteren werden näher besprochen.

5. Medizinalpflanzen. a) Fiebermittel: Amborasaha; Fotadrieka; Fotsiavadika; Bemafaitra. b) Magenmittel u. ähnliche: Gavo, *Psidium;* Landemy, *Anthocleista amplexicaulis;* Voatronaha; Mandresy; Nonoka, *Ficus Melleri;* Baucoulier, *Aleurites;* Ricin. c) Gegen venerische Krankheiten: Voasirindrina; Manga, *Mangifera;* Atafana, *Terminalia.* d) Gegen Geschwüre: Hozotoho; Fotadrieka; Vahymainty; Nonoka Beravina; Aviavy, *Ficus* spec.; Harongana, *Haronga madagascariensis.* e) Verschiedene: Voavontaka, *Brehmia spinosa,* Laka, Rointandraka; Ramiary. f) Gifte: Tanghin, *Tanghinia venenata;* Gegengifte Ratsontsoraka, Tsijiajia; Rainitampina oder Aponga. Verschiedenes. Sirakakazo, Palme, liefert Salz; Ravensara, aromatisch; Anjaity, riecht stark nach Anis; Tononona, Rinde erregt Gärung; Hafatraina ebenfalls; Fanamo, Fischgift; Volomborono, Blätter geben Seife; Longoza, *Amomum Danielli.* Farbstoffe: Betsimisaraka; Nato; Harongana; Hintsina, *Afzelia bijuga* Onitra; Tamo-tamo, *Curcuma (?);* Hazomamy; Heza; Manga; Tongobintsy; Ingitra; Indigo scheint vorhanden, wird aber nicht gebraucht.

6. Öliefernde Pflanzen. Hazinina; Hara-Hara, *Neoboronia phyllanthoides;* Letaka oder Foraha, Vintanina; *Arachis hypogaea;* Bankul, *Aleuritis triloba.*

7. Essbare Pflanzenteile. a) Wurzeln: Tsumanga, *Ipomoea Batatas;* Tavolo, *Tacca pinnatifida?;* Viha. *Typhonodorum Lindleyanum.* b) Rhizome Zweige: Ovy: *Cycas,* Palmen, Bambus, Zuckerrohr, Ingwer. c) Kräuter: Cresson; Anana oder Brèdes. d) Früchte: Akondro, *Musa;* Voasary, *Citrus;* Gavo, *Psidium;* Manga, *Mangifera;* Papayer, *Carica; Opuntia vulgaris.* e) Samen: Vary, *Oryza;* Tsatsaka, *Zea Mais;* Tsidimy; Voandza; Malai.

8. Ornamentale Pflanzen. a) Bäume: Atodinga; Kaboka; Hazinina. b) Palmen, Cycadeen, Musaceen, Gramineen. c) Farne. d) Kräuter: *Ouvirandra;* Rainitampina oder Aponega, Nepenthes; Cacteen; Orchideen. Schluss behandelt die wirtschaftliche Erschliessung durch Wegebau, Kanalisation etc.

94. **Rapuc.** Essais d'horticulture à Maévatanana. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 269—278, 290—295, 382—386.)

I. Allgemeines, Klima und Meteorologie, Bodenverhältnisse; II. Kulturarbeit, Auswahl und Vorbereitung des Bodens, Zusätze und Dünger, landwirtschaftliches Werkzeug (Feldeinteilung), Aussaat, Tabelle über Keimzeit, Piquieren, Bewässerung, Schutz gegen schädliche Tiere: III. die Gemüse. *Physalis Alkekengi, Ananas. Cynara Scolymus. Asparagus officinalis, Solanum Melongena, Beta vulgaris, Cynara Cardunculus, Daucus Carota. Apium graveolens, Scandix cerefolium, Cichorium Intybus, Brassica oleracea, Cucumis sativus, Cucurbita, Cardamine pratensis, Dolichos, Spinacia oleracea. Foeniculum vulgare, Faba vulgaris, Fragaria, Hibiscus esculentus, Phaseolus, Dioscorea Batatas, Lactuca sativa, Valerianella, Cucumis Melo, Brassica Napus, Allium Cepa.*

Digitized by Google

6. Asien.

95. **Stuhlmann, Fr.** Studienreise nach Niederländisch und Britisch Indien. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 248—266, 2 Abb., p. 851—864, 1 Abb., p. 410—429, 1 Abb., p. 517—580, 586—599, 1 Abb.; VI, 1902, p. 181—197, 1 Abb.)

Verf. besuchte die nachstehend aufgeführten Orte Vorderindiens und bespricht neben Bemerkungen über Vegetation und Klima, Ackerbau und Industrie, Arbeiter und Lohnverhältnisse, die in Klammern angefügten Einrichtungen, Kulturen u. a. m. Goa, Bombay, Poona (botan. Garten, Markt, Papiermühlen); Mundwa (Pflügen, künstl. Bewässerung betrieben mit Ochsen, landwirtsch. Versuchsstation); Surat, Broach, Baroda (Baumwollkulturen); Ahmedabad, Jaipur (öffentl. Garten); Amber (Weizenbau und Bewässerung); Agra (Teppichweberei); Lahore (Agrihorticult. Garden, Aufforstung); Saharanpur (botan. Garten); Cawnpur (landwirtschaftliche Schule, Versuchsfarm); Allahabad (Versuchsfarm); Benares (Mohnkultur); Calcutta (Economic-Museum, botan. Garten, Schellackbereitung, Betelkultur, Teakpflanzungen, Jute, Tabak, Ramie, Tee); Darjeeling, Mungpo (Cinchonapflanzungen und Chininbereitung, Kardamomen); Madras (Indigo); Saidapet (Agricult. College); Pondicherry (Jardin colonial); Nilgiri (Kaffee, Tee); Utakamund (botan. Garten); Nativattam (Good Cinchona Plantation); Dodabetta (Digitalis, Jalappe, Kaffee, Kautschuk); Nelambur (Teak); Trichinopoly; Tinnevelly (südindische Baumwolle). Abgebildet sind u. a. Wasserschöpfen durch Ochsenzug; Mohnfeld bei Benares und Teepflanzung bei Darjeeling.

Ceylon: Kokosindustrie, Teefabrikation, Kakao, Kardamom, Reispflanzungen, Botanischer Garten Peradeniya, Etat desselben, Steuern und Abgaben, Ausfuhr, Citronellgras, Lemongras, Sesam, Croton, Anacardium, Orlean, Sapan, Tabak, Nutzhölzer, Zucker.

96. **Prudhomme, Em.** Une mission agricole en extrême-orient. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 821—836, 10 Abb.)

Instruktionsreise der landwirtschaftlichen Beamten Madagaskars nach Java, Sumatra, Ceylon, Singapore, Penang und der Westküste von Englisch Indien. Von den Abbildungen sind zu erwähnen Teepflanzung auf Ceylon; Tabaksaatbeete Deli Sumatra; Kaffeehybride Coffea arabica×liberica, Buitenzorg; Ficuspflanzung in Buitenzorg.

97. **Willis, J. C.** and **Wright, H.** A Handbook of the Economie Products of Ceylon. 1902. (Ann. Roy bot. Gard. Peradeniya, vol. 1, Supplement, p. 17—82.)

98. **Grisard, J.** et van den **Berghe, M.** Les plantes utiles de l'Inde, indigènes ou introduites, et particulièrement celles des établissements francais. I, 8°, 224 pp., Paris (Cerf.).

99. **De Bie, H. C. H.** De landbouw der inlandsche bevolking op Java Eerste Gedeelte. (Med. uit S'Lands Plantentuin, XLV, 4°, 148 pp., Batavia [G. Wolff & Co.], 1901.)

100. **Henry, Aug.** Chinese Drugs and medical plants. (Pharm. Journ. [4], 14, 1902, p. 815—819, 828—824.)

101. **Köhler, E. M.** Die wichtigsten Kulturpflanzen Chinas. (Natur, 48, p. 138—141, 157—161.)

102. **Hissinck, D. J.** Grondsoortenkaart van een gedeelte van Deli. 1 : 100000. Buitenzorg, 1901.

Digitized by Google

108. **Preyer, Ax.** Einiges über südasiatische Agrikultur. Vortrag K. W. K., Berlin, 8°, 21 pp.

104. **Koning, C. J.** De Humus der Gooilandsche Bosschen. 80 pp. Bussum.

105. **Tornow, Max L.** Die wirtschaftliche Entwickelung der Philippinen. Berlin (Paetel), 1901.

Behandelt u. a. *Musa textilis*, Kautschuk und Guttaperchapflanzen.

106. Les produits forestiers de la Cochinchine. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 811—818.)

In der Provinz Bienhoa werden jährlich etwa 135000 Liter Holzöl (d. h. Gurjunbalsam) gewonnen und zwar von folgenden Bäumen: *Dipterocarpus laevis*, Cay dau con ray; *D. intricatus*, Cay dau chai; *D. tuberculatus*, Cay dau long; *D. insularis*, C. dau mit; *D. artocarpifolius*, Cay dau cat; *D. alatus*, Cay dau nuoc; *D. Dyeri*, Cay dau sang nang; *D. spec.*, Cay dau taben. Ein Baum liefert jährlich 20—80 l.

Harz wird gewonnen von *Shorea rubiflora*, Cay chai; *Sh. hypochrea*, Cay ven ven; *Sh. Torelii*, Cay sen; *Hopea odorata*, Cay sao; *Calophyllum Inophyllum*, Cay mu u; *Shorea obtusa*, Cay ca chac; *Hopea ferrea*, Cay sang da; *Vatica Dyeri*, Cay lau tau. Ein Baum liefert 20—25 k Harz.

Die Harze von ven ven, sao und sen sind meist gemischt.

Die Firnisbäume *Melanorrhaea laccifera*, Cay son; *Hopea odorata* sind ebenfalls vorhanden, werden aber nicht ausgebeutet.

Die Provinz Tayninh liefert 15400 l Holzöl und 500 pikul Harz. Kautschuk wird nur für lokalen Gebrauch gewonnen, ebenso das Öl der Bankulnüsse.

Die Provinz Baria liefert 12—1800 l Öl und 250 pikul Harz zum lokalen Gebrauch, dagegen exportiert die Provinz Thudaumot 20000 l Öl (bei einer Produktion von 35000 l) und 850 pikal Harz.

7. Australien. Oceanien.

107. **Maiden, J. H.** Useful Australian Plants. (Agric. Gaz. N. S. Wales, vol. XII, 1901, p. 477, 547, 667—668, 827—828, 1082, 1199, 1588—1584, 7 pls., XIII, 1902.)

108. **Maiden, J. H.** Plants reputed to be Poisonous to Stock in Australia, 1901. (Ib., XII, 1901, p. 687—666.)

109. **Maiden, J. H.** The Weeds of New South Wales. (Including some New Pests.) (Ib., XII, 1901, p. 478—479.)

110. **Deeken, R.** Manuia Samoa. Samoanische Reiseskizzen und Beobachtungen. 8°, 240 pp., Oldenburg (Stalling).

Enthält u. a. Mitteilungen über den Kakaobau und seine Aussichten.

111. **Reinecke, F.** Samoa. 8°, 812 pp., viele Abb., 1 Karte, Berlin (Süsseroth), 1902, 5 Mk.

Enthält neben Angaben über Pflanzungen, Vegetation, Aussichten für tropischen Ackerbau u. a. Kostenberechnung für Kakaopflanzungen.

112. **Wohltmann, F.** Der Kulturwert der Samoaböden. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 601—612.)

Bodenanalysen mit besonderer Rücksicht auf den Kakaobau, wonach nur ganz bestimmte, bessere Böden dafür in Frage kommen.

113. **Volkens, G.** Über die Karolineninsel Yap. (Verh. d. Ges. f. Erdk., Berlin, 1901, p. 62—76, 1 Karte.)

Digitized by Google

114. **Volkens, G.** Einige Ergebnisse einer Reise nach den Karolinen und Mariannen. (Verh. d. XIII. deutschen Geographen-Tages, Breslau, 1901, p. 167—179.)

III. Tropische Agrikultur.

1. Allgemeines.

115. **Dybowski, J.** Traité pratique de cultures tropicales. I. Paris, A. Challamel, 1902, 8°, 12 fr.

116. **Rackow, H.** Tropische Agrikultur. Praktische Anleitung zur Beschaffung und Anwendung der Gebrauchsgegenstände für den tropischen Ackerbau. 68 pp., 56 Abb., Berlin (Deutscher kolon. Verlag).

117. **Mukerji** (Nitya Gopal). Handbook of Indian Agriculture. 8°, XXV, 894 pp., 75 fig., Calcutta (R. Dutt), 1901, 8 Rup.

118. **Wilcox, E. M.** Glimpses of tropical agriculture. (Repr. fr. Columbus Hortic. Journ., 1900, 8°, 14 pp., 4 fig.)

119. **Lecomté, Henri.** L'Agriculture coloniale à l'Exposition de 1900. 8°, 16 pp.

120. Tropical culture of exotic plants. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 303—304.)

Behandelt den Einfluss der Temperatur auf die Vegetation.

121. **Fruwirth, C.** Die Züchtung der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. Berlin (Parey), 8°, X, 270 pp.

122. Climat ou race. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 16—18.)

Behandelt die Ursachen des Nachlassens der Ergiebigkeit verschiedener Nutzpflanzen in bestimmten Gegenden. *Ficus elastica* liefert in Ägypten Kautschuk, in Algier nicht, *Mascarenhasia elastica* hat im Buitenzorger Garten keinen Gummi, Kampferbäume verhalten sich in verschiedenen botan. Gärten ganz verschieden.

123. **Bassiéres, E.** Les phases lunaires et la végétation tropicale. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 238—240.)

124. **Kamerling, Z.** Verslag over de botanische werkzaamheden. (Versl. 1900 proefst. Suikerr. West Java, p. 118—124.)

1. Absorbtie van lucht door den bouwgrond.
2. Doorlasendheit van den bouwgrond voor lucht en water.
3. Invloed van colloïdale verbindingen op de physische eigenschappen van den bouwgrond.
4. Over de aanwezigheid van verschillende bacteriengroepen in den bouwgrond.
5. Over den invloed van den groei van microorganismen op de grondstructuur.

125. **Main, F.** La mise en culture des terrains neufs. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 370—371.)

Besprechung der Arbeiten Ringelmanns.

126. **Kobus, J. D.** en **Marr, Th.** Bydragen tot het onderzoek van tropische gronden, 1902. (S.-A. Archief voor Java-Suikerindustrie, 1902, Afl. 16/17.)

Digitized by Google

127. **Curtis, C.** Elementary Notes on the propagation of plants. (Agr. bull. Straits and Feder. Malay States, I.)

128. Root irritation. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 82, 1902, p. 409—410.)

Behandelt die Empfindlichkeit gegen das Umpflanzen von *Caryophyllus aromaticus, Borassus flabellifer, Garcinia mangostana.*

129. **Kwast, C.** Doit ou enlever une partie des racines des plantes dans les cultures tropicales. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 862—865.)

Übersetzung aus Teysmannia, XII, 1901, p. 95. Nach den guten Erfahrungen mit dem Wurzelschnitt bei Pflanzen der gemässigten Zone, kann auch bei tropischen Pflanzungen derselbe von Nutzen sein. Nur empfiehlt es sich, zunächst vorbereitende Versuche mit einzelnen Pflanzen zu machen.

180. **Baltet, Charles.** L'Art de greffer. 7. Aufl., 8°, 528 pp., 209 fig., Paris (Masson-Co.), 1902.

181. **Kümpel, J.** Einiges über die Kontrolle auf Plantagen. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 119—128.)

182. **Taack Trakranen, J. van.** Kultursystem des Generals Graf van den Bosch auf Java. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 408—416.)

188. **Schmidt, H.** Die Behandlung der Eingeborenen und Kulis auf Sumatra. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 567—580.)

U. a. Arbeitsverhältnisse und Einteilung auf Tabakspflanzungen.

184. **Main, F.** L'irrigation et les installations moyennes en Amerique. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 859—861, 1 Abb.)

185. **Botelho, C.** La machinerie agricole aux états-unis de l'Amerique du nord. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 128—126, 8 Abb.)

Übersetzung aus Revista Agr. de Sao Paulo, Dez. 1901 und Jan. 1902.

186. **Silveira de Mello, J. de.** La machinerie agricole des Etats-Unis. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 219—222, 4 Abb.)

Übersetzung aus Revista agr. de Sao Paulo, Febr. 1902.

187. **Main, F.** Les appareils a manège combiné. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 164—167, 2 fig.)

188. **Main, F.** Les moteurs animés. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 188—141.)

189. **Cardoso, J. P.** Les progrès des États-Unis et la nouvelle charrue à disques. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 806—808.)

140. **Vert, G.** L'„Esmigalhador" du Dr. Carlos Botelho. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 829—880.)

Maschine, um holzige und harte Pflanzenteile in gute Futtermittel umzuwandeln.

141. L'humidité et la herse sarcleuse. (Jätegge.) (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 50—51.)

Aus Revista agricola de Sao Paulo, Febr. 1902.

142. **Bois.** La récolte et l'expédition des graines et des plantes vivantes. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 88—87, 71—75, 134—137, 5 Abb.)

Zusammengestellt nach den Vorlesungen für Forschungsreisende am Pariser Museum.

148. Instructions pour le prélévement et l'envoi d'échantillos de plantes malades. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 90—91.)

Digitized by Google

144. **Bessey, E. A.** Seeds and plants imported through the Section of seed and plant-introduction, for distribution in coorperation with the Agricultural Experiment Stations, Inventary, No. 9, Numbers 4851—5500, Bull. No. 5, Bureau of Plant Industry, U. S., Dept. of Agric., 1902.

145. Formalin as a preservative for seeds. (Bull. misc. inform., Bot. Dept. Trinidad, 86, 1902, p. 505.)

Samen *(Castilloa elastica)*, deren Keimkraft auf Transporten leicht verloren geht, wurden für wenige Sekunden in 5%iges Formalin getaucht und wieder getrocknet. Nach 17 Tagen keimten die in Trinidad verwahrten Samen 76%, ein versandtes Muster soll dagegen die Keimkraft verloren haben. Ähnliche Versuche mit reifen Kakaoschoten sind eingeleitet.

146. **Mercado, Ch. de.** Curing and packing products. (Bull. Bot. Dept. Jamaika, VIII, 1901, p. 97—104.)

147. **Biolley, P.** Agricultura. Algunas consideraciones sobre la proteccion de las aves, 1902. (Bol. Instit. fis. geogr. Costarica, Ann. 2, No. 17, p. 97—108.)

148. **Molineux, A.** Marram Grass for Arresting and Reclaiming drifting Sands. (Journ. Dept. Agricult. Western-Australia, 1902, vol. 5, p. 270—272.)

149. **Riviére, Ch.** Le bambou épineux *(Bambusa spinosa* Roxb.). (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 227—231, 1 Abb.)

Empfiehlt den stacheligen Bambus für Hecken und zur Verteidigung.

150. **Heckel, E.** Sur quelques cultures tropicales tentées en pleine terre au jardin colonial de Marseille. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 161—168, 2 Abbild.)

Arachis hypogaea; Corchorus capsularis; *Plectranthus Coppini; Benincasa cerifera* Savi. Zum Schluss werden einige tropische Pflanzen für die Kultur in Korsika empfohlen, u. a. *Ceratonia siliqua, Liatris odoratissima, Sechium edule.*

151. **Landes, G.** De la culture en France des plantes tropicales. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 194—197.)

L. hält es für möglich, durch Zuchtwahl (Pfropfen etc.) von tropischen Pflanzen geeignete Varietäten für das Klima Frankreichs zu erhalten.

152. **Kilmer, F. B.** Drug culture. (The Amer. J. of Pharm., LXXIII, 1901, p. 10—16.)

153. **Valder, G.** The eradication of Prickly Pears. Experiments at the Hawkesbury Agricultural College. (Agr. Gaz., N. S. Wales, 13, 1902, p. 59 bis 62, 1 pl.)

154. **Carruthers, J. B.** Annual Report of the Government. Mycologist and Assistant Director, 1901. (Circ. a. Agric. Journal R. Bot. Gard., Ceylon, II, 1902, p. 1—21.)

Blattkrankheit des Tee *(Pestalozzia Guepini* Desm), Experimente über die Sporenverbreitung derselben. Wurzelkrankheit des Tee (*Rosellinia radiciperda* Massee), Kakaokrebs. Krebs auf Wurzeln und Stamm von *Grevillea robusta. Plasmodiophora Brassicae*-Fäule verschiedener Hölzer. Pilz auf *Hevea brasiliensis.* Verzeichnis von etwa 40 Nutzpflanzen und ihren pilzlichen Feinden. Grassamen für Futterbau und Rasen. Kakaostecklinge. Grösse von Kakaofrüchten. Auswahl des Saatguts bei Kakao. Bestäubung beim Kakao.

2. Schattenbäume.

155. **Murrill, W. A.** Shade Trees. (Bull. No. 205, Cornell Univ. Agric. Expt. Station, Sept., 1902.)

Illustr. by 4 plates and 11 small half-tones in text.

Digitized by Google

156. **Jenkins, E. H.** and **Britton, W. E.** The protection of shade trees. (Rep. Connect. Agr. Exp. St., III, 1900, p. 880—851, pl. VIII—XVI.)

157. **Kumpel, J.** Unas observaciones mas sobre la sombre del Caieto. Arboles forestales como sombra del Café. (Bol. inst. fis. geogr. Costarica, II. 1902, p. 6—8.)

158. Shade trees. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 847—849.)

Behandelt *Pithecolobium Saman* als stickstofffliefernden Schattenbaum (durch Laubfall und Samen), sowie ferner die stickstoffsammelnde Eigenart desselben und von *Erythrina umbrosa*.

159. **Bernard, S.** L'owala comme arbre d'ombrage [*Pentaclethra macrophylla*]. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 7—8.)

Empfiehlt *Pentaclethra macrophylla* wegen der Art seines Wurzelsystems und der Belaubung als Kakaoschattenbaum und bespricht kurz die Mängel von *Musanga Smithii* bei gleicher Verwendung.

160. **Preuss, P.** Die Wirkung eines Tornados in dem botanischen Garten zu Victoria auf die dort angepflanzten Gewächse. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 838—841.)

Als die besten Windbrecher haben sich die Mangobäume erwiesen, ebenso widerstandsfähig haben sich *Poinciana regia*, *Calophyllum Inophyllum*, *Casuarina muricata*, *Jambosa vulgaris* und aus Kernen gezogene Orangen gezeigt. Besonders brüchig waren *Cassia siamea*, *Adenanthera pavonina*, *Aleurites moluccana*, *Canarium edule*, *Moringa pterygosperma*, *Artocarpus integrifolia*, *Kickxia africana* und *Cynometra Mannii*. *Hevea brasiliensis* erwies sich als sehr wenig festwurzelnd, dagegen litt *Castilloa* nicht. Unter den Schattenbäumen bewährten sich *Erythrina lithosperma*, *Albizzia stipulata*, *Pithecolobium Saman* und *Lonchocarpus sericeus*.

3. Düngung und Viehzucht.

161. Application of manure to trees in the tropics. (Bull. misc. inform. Bol. Dept. Trinidad, 1901, 81, p. 890—898, 8 Abb.)

Kurze Anleitung zur rationellen Düngung mit Rücksicht auf die Entwickelung des Wurzelsystems.

162. Application d'engrais aux arbres sous les tropiques. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 810—812.)

Übersetzung des vorigen.

163. Notes on the value of the incidental increment of plant food in soils. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 825—827.)

Behandelt die Zunahme der Nährstoffe im Boden durch äussere Einflüsse (Regen, Staub, Tiere, Pflanzen etc.) und befürwortet ihre Berücksichtigung bei der Beurteilung von chemischen Bodenanalysen.

164. An incidental increment. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 849.)

Der beim Bau einer Strecke verwandte Kalkstein wurde nach und nach durch Wind etc. auf das sehr kalkarme Land verteilt und so die Brauchbarkeit des Bodens bedeutend verbessert.

Digitized by Google

165. **Pertius.** L'élevage du betail au sénégal. (Revue des cultures coloniales, IX, 1901, p. 827—829.)

166. **Estève, L.** La main-d'œuvre agricole et l'élevage des bovidés dans le Bas-Dahomey. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 828—881.)

167. **Teissonnier.** L'élevage à la Guinée française. (Rev. des cult. colon., IX, 1901, p. 294—296.)

Empfiehlt Viehzucht in beschränktem Umfange.

168. **Autran, M.** L'élevage dans l'ile des Borassus. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 286—287.)

169. **Perrier de la Bathie, H.** L'élevage sur la côte ouest de Madagascar. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 1—5.)

170. **Ernst, Hermann.** Viehzucht und Bodenkultur in Südwest-Afrika. Zugleich Ratgeber für Auswanderer. 8°, 95 pp., Berlin (G. Meinecke), 1900.

170 a. **Endlich, R.** Die Rinderzucht in den zentralen Teilen Süd-Amerikas. (Tropenpflanzer, Beiheft II, 1901, p. 171—267, 10 Abb., 6 Taf., 1 Karte.)

171. **Bee Keeping.** (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 88, p. 429—480.)

Liste einer Anzahl von tropischen Bäumen und Sträuchern, die für die Bienenzucht von Nutzen sind, nach einer vom Agric. Dept. f. West Indies herausgegebenen Zusammenstellung Bee Keeping in the West Indies.

4. Futterpflanzen.

172. **Jiménez, Ricardo.** Agricultura experimentos sobre aclimatacion de pastos en el Irazu. (Bol. Inst. fis.-geogr. Costarica, Anno 2, 1902, p. 49—52.)

173. **Vercken, F. et Dereix frères.** Les Prairies artificielles de la Cie française du Rio-Sinu. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 189—141.(

Erfolgreiche Kultur des Paragrases, *Panicum molle*, in Kolumbien.

174. **Hegi** und **Warburg, O.** Viehfutterpflanzen aus Java, 1902. (Tropenpfl., Jahrg. VI, 1902, p. 425—429.)

Bestimmung von etwa 60 verschiedenen von A. Preyer auf Java gesammelten, wild wachsenden Pflanzen, die dem Vieh als Futter dienen.

175. **Fairchild, D. G.** The great forage and soiling crop of the Nile Valley. (Bull. No. 28, Bureau Plant Industry U. S. Department of Agricult., 1902.)

176. **Smith, Jared G.** El Trijol de vaca o Catiang. (Bol. Instit. fis. geogr. Costarica, 1902, Ann. 2, No. 18, p. 129—184. [Concluirá.])

177. **Towar, J. D.** Sand Lucerne. (Michigan State Agr. Exp. Station, Bull. 198.)

178. **Bennett, R. L.** Alfalfa *(Medicago sativa)*. (Bull. 75, Arkansas Agricult. Experiment Station, 1902, 2, p. 125—129ff.)

179. **Reeb, E.** Du fenugrec, son influence sur la nutrition générale. (Bull. mens. Soc. Sc. agr. Arts, T. 86, p. 62—64.)

180. **Teissonnier.** Une plante a propager *(Dolichos tuberosus)*. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 76—77.)

Nahrungsmittel für die Eingeborenen und Viehfutter.

181. Prickly Pears as Forage. (Agric. Journ. Cape Good Hope, 1902, Vol. 20, p. 643—644.)

Digitized by Google

182. **Peacock, W.** Saltbushes and Edible Trees. Their Conservation and Cultivation, 1901. (Agric. Gaz. N. S. Wales, vol. 12, p. 225—281.)

188. **Collins, G. N.** Seeds of Commercial Saltbushes. (Bull. No. 27, U. S. Dept. of Agric., Dir. of Botany, 1901.)

184. **Reviére, Ch.** Fourage de diss et d'halfa *Arundo festucoides* et *Stipa tenacissima*. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 161—167.)

Beide eignen sich nicht für Steppenklima.

185. **Ball, Charleton R.** Johnson Grass: Report of Investigations made during the season of 1901. (U. S. Depart. of Agric., 1902, 24 pp.)

186. **Williams, H. Morton.** A few Observations on Guinea Grass *(Panicum maximum)*, 1902. (Agric. Gaz. N. S. Wales, vol. 12, p. 691, 1 pl.)

187. Quelques observations sur l'herbe de Guinée *(Panicum maxicum)*. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 152—158.)

Übersetzung des vorigen.

188. **Diederichsen, J.** *Panicum monostachyum* als Futterpflanze. (Tropenpflanzer, V, p. 587—589, 1 Abb.)

Das Gras, in S. Paulo capein oder catingueiro genannt, wird zur Weide und zum Schneiden für tropische und subtropische Gegenden empfohlen. Die Anpflanzung macht keine Schwierigkeiten; die Ansprüche an den Boden sind gering; es unterdrückt alles Unkraut. Eine Abbildung des Grases ist beigegeben.

189. **Diederichsen, J.** Le *„Panicum monostachyum"*. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 808—804.)

Übersetzung des vorigen.

190. **Prisse d'Avennes.** Le *„Paspalum stoloniferum"* introduit en Egypte, 1901. (Bull. Soc. Hist. nat. Autun. Proc. Verb., No. 14, p. 52—54.)

191. **Bailey, F. M.** A New Guinea food plant. (Queensland Agr. Journ., vol. VII, p. 442.)

192. **Susuki, M.** Investigations on the mulberry dwarf troubles, a disease widely spread in Japan. (Bull. Coll. Agr., Tokyo, Imp. Univ., IV, p. 267—288.)

5. Verschiedenes.

198. **Mieville, R.** Essais de culture de tabac et de coton en Casamance. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 203—205.)

194. **Riviére, Ch.** Opuntia et Agave. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 37—41, 65—70.)

Behandelt die Anpflanzungsmöglichkeit in Algier von *Opuntia Ficus indica* var. *inermis; Agave coccinea; A. species; A. Sisalana; Fourcroya Deledevanti*.

195. **Böhringer, Ch.** Cinchona- und Teekultur in Ceylon. (Tropenpfl., 1902, Jahrg. 6, p. 861—867.)

Aus einem ungedruckten Vortrag des Verf. über „Vierzehn Jahre in Ceylon".

196. **Riviére, Ch.** Telfair et chayotte en grande culture. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 229—235.)

Beide eignen sich nicht für Nord-Afrika, Algerien, Tunis und die angrenzenden Saharagebiete, überhaupt nicht für Steppenklima.

Digitized by Google

IV. Einzelne Produkte.

1. Nahrungsmittel.

a) Reis, Mais, Getreide, Hülsenfrüchte etc.

197. **Balland.** Sur quelques Graminées exotiques employées à l'alimentation (Eleusine, Paspale, Pénicillaire, Sorgho, Tef). (C. R. Ac. Sc. Paris, 1902, p. 1079—1080.)

198. **Mitlacher, W.** Über einige exotische Gramineenfrüchte, die zur menschlichen Nahrung dienen. (Zeitschr. allg. österr. Apoth.-Vereins, 1901, Bd. 55.)

199. **Pinolini.** Il riso e la sua coltivazione. Bibl. Vallardi, 16°, 382 pp., Fig., Mailand.

200. **Knapp, S. A.** L'avenir de la culture du riz aux Etats-Unis. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 204—209, 240—244, 274—277, 298—304, 335—339; X. 1902, p. 17—20, 72—88.)

Übersetzung des Berichtes des amerikanischen Sachverständigen zur Hebung des Reisbaues in den Vereinigten Staaten. Enthält: Einführung des Reis in die Staaten, Produktionsgebiete, Produktion, Import, Zoll, können die Staaten ihren Reis selbst produzieren, Bedingungen des Anbaues, Grösse des geeigneten Gebietes, Zukunft der Reisindustrie, Anbaumethode in den Staaten, Süd-Karolina, Georgia, Einfluss des Bürgerkrieges, Varietäten des Reis, Deltaland, Sümpfe, Kultur, Nord-Karolina, Florida und Mississippi, Ost-Louisiana (Kultur im Flachlande, Bewässerung, Bearbeitung des Landes, Saat, Ernte, Drusch, feuchte Kultur, Unkräuter, Kultur in gut dräniertem Alluvium, Saat, Überschwemmung, Ernte, vorgekommene Hindernisse, Kosten der Bewässerung, Unkräuter, Bekämpfung derselben), Südwest-Louisiana, Südwest-Texas, allgemeine Bemerkungen über die Kultur und Behandlung des Reis, Dreschen, Dünger, Böden, welche dem Reis zusagen, Löhne und Arbeitswert in den verschiedenen Ländern (Tabelle), primitive Reismühlen, Handelsreismühlen, Wirkungen der Handelssitte, den Reis nach dem Aussehen zu beurteilen, Verlust durch Bruch, Erzeugnisse der Fabrikation, Bericht einer der grössten Reismühlen Amerikas. Reisindustrie in Europa, Verwendung, Analysen, Kartoffelersatz, Reisstroh, Reishülsen, Aschenanalysen, roter Reis, seine botanische Abstammung, seine Widerstandsfähigkeit als Unkraut, seine Vertilgung. Der Reis in Asien und auf den pazifischen Inseln, Philippinen, Japan, Indien, China, Siam, Cochinchina, Annam, Tonkin, Persien, Klein-Asien, Afrika, Europa, Zentral- und Süd-Amerika.

201. **Vilbouchevitch, J.** La culture moderne du riz aux États-Unis. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 12—14.)

Bewässerung, Produktionszahlen, mechanische Erntemaschinen, japanisches Saatgut. Das Buch Knapps und die letzte Literatur, eigene Informationen.

202. **Foley, J. D.** L'industrie du riz aux États-Unis. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 76—78.)

208. **Bond, F.** and **G. H. Keeney.** Irrigation of rice in the U. S. (Bull. No. 118, Office of Expt. Station U. S., Dept. of Agric., 1902.)

204. **Pittier, Enrique.** El cultivo del arroz en Costarica. (Bol. inst. fis. geogr. Costarica, II, 1902, p. 25—31.)

Digitized by Google

205. **d'Utra, G.** Cultura do arroz. (Bol. d. Agric. d. Estad. d. Sao Paulo, Ser. II, No. 5, p. 281—291.)

206. **Pears, Francis.** On the Cultivation of Rice as a Catch Crop. (Agric. Bull. Straites Federated Malay States, 1902, vol. 1, p. 390—392.)

207. **Peck, Hm. Fred.** Notes on the Queensland Rice Industry. (Queensl. Agric. Journ., 1902, vol. 10, p. 382—384.)

208. Le Rendement des rizières en paddy et l'irrigation à Java. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 88—89.)

Wiedergabe des Berichtes aus dem Bull. d. Syndicat des planteurs du Tonkin, juli-sept., 1900.

209. **Neuville, H.** La Panification du Riz. (Journ. d'Agricult. Tropicale, II, 1902, p. 292—294.)

210. **Neuville, H.** L'Emploi du Riz en Brasserie. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 197—200.)

211. **Breda de Haan, J. van.** En aaltjes-ziekte der Ryst, Omo mentok of Omo Rambang. Voorlopig rapport. Batavia, 1902.

212. **Jackson, H. V.** Maize. (Agric. Gaz. N. S. Wales, 1901, vol. 12, p. 552—558, 4 pls.)

213. **Smith, F. B.** The growth of Maize (Zea Mays as a Forage crop). (Journ. South East Agr. Coll. Wye, No 11)

214. **Diguet, Léon.** Le maïs de Jala, Etude sur une variété géante de maïs au Mexique. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 262—267, 2 Abb.)

Beschreibung von Bodenverhältnissen und Klima.

215. **Brooks, G. B.** Experiments with Maize. (Queensland Agric. Journ., 1902, vol. 1, p. 341—348.)

216. **Main, F.** Valeur et utilisation des rafles de maïs. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 234—238.)

Empfiehlt die Verwendung der Maisspindeln zu Futterzwecken und eine neue Maschine, die neben dem Entkörnen der Spindeln diese zugleich zerbricht. Sie können dann mit dem Abfall verfüttert werden.

217. **Busse, W.** Weitere Untersuchungen über die Mafutakrankheit der Sorghumhirse. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 382—385.)

Als Erreger der Mafutakrankheit sind tierische Wurzelparasiten aus der Gruppe der Nematoden anzusehen. Die roten Flecke auf den Blättern sind eine Begleiterscheinung. Fruchtwechsel wird zur Bekämpfung empfohlen.

218. **d'Utra, G.** Cultura do milho. (Bol. d. Agric. d'Estad. de Sao Paulo, II. Ser., No. 5, p. 298—308; No. 7, p. 415—424.)

219. **Percival, John.** Experiments upon the Cultivation of oats. (Avena sativa) at Goudhurst. (Journ. South East Agr. Coll. Wye, No. 11, p. 18—19.)

220. **Scofield, C. S.** The Algerian „durum" wheats: a classified list, with descriptions. (U. S. Dep. of Agr. Plant Ind., Bull. 7, 18 pp., 18 Tafeln, 1902.)

221. **D'Utra, Gustavo.** Tres leguminosas — manduvira grande — manduvira pequena — marmelada de cavallo. (Bol. d. Agric. d'Estado So. Paulo, II a, p. 71—81.)

b) Wurzeln, Knollen, Rhizome.

222. **Peters, J.** Über einige tropische und subtropische Gewächse mit essbaren Wurzeln und Knollen. (Wien. illustr. Gartenztg., 27, p. 211—216.)

Digitized by Google

228. **Boyd, A. J.** Tapioca or Cassava. (Queensland Agricultural Journal. vol. 10, 1902, p. 884—886.)

224. **Thomson, Robert.** Report on Cassava. (Bull. bot. Dept. Jamaica. IX, 1902, p. 81—87.)

225. **Poulain, A.** Le manioc à Pondichéry. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 14.)

226. **Poulain, A.** Maniokkultur in Deutsch-Ostafrika. (Tropenpfl., Jahrgang VI, 1902, p. 251.

Die afrikanischen Arten und Varietäten scheinen nach den vergleichenden Versuchen etwas minderwertig. Für den rationellen Anbau empfiehlt sich die Verwendung eingeführter Arten.

227. **Wiley, H. W.** Rendement du Manioc. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 143—144.)

Auszug aus dem Bull. 44. U. S. Dep. Agr. Div. of. Chem.

228. **Wiley, H. W.** Le Rendement du Manioc. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 299—800.)

229. **Wiley, H. W.** Rendement du Manioc. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 158—154.)

Zusammenstellung der Erträge in den verschiedenen Produktionsgebieten.

280. **Wiley, H. W.** The poison in Cassava. (Bull. of misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 302.)

Bericht über eine Analyse Carmodys, die die früheren Funde Francis über den Gehalt an Blausäure bestätigt.

281. Prussic Acid in Sweet Cassava. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 819—828.)

Abdruck aus den Proceedings of Trinidad Agricultural Society. Carmody. Süsse Cassave (*Manihot utilissima*) enthält bei weitem mehr Blausäure in der Rinde als im Innern, bei der bitteren ist dieses Gift gleichmässig verteilt. Die süsse Cassava wird daher meist vor dem Kochen geschält. Er nimmt an, dass sich die Blausäure infolge von Fermentwirkungen bildet.

282. **Saussine, G.** Toxicité du Manioc. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 71—72).

Bespricht die Ergebnisse Carmodys.

288. **Saussine, G.** Cassava Poisoning. (Agricultural News. Barbados, 1902, vol. 1, p. 5.)

284. **Tryon, H.** The sweet potato Weevil (Cyclas turcipennis Bohm. C. formicarius auct. n. Fabr.). (Queensl. Agr. Journ., VII, 1902, p. 176—189, pl. XV, XVI.)

285. **Wicken, P. G.** Culture des potates douces. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 117—121.)

Übersetzung eines Artikels aus Indian Gardening a. Foresting Oct. 1900.

286. **Bernegau.** Über die Kultur der Batate auf den Azoren 1902. (Tropenpfl., Jahrg. 6, p. 285—295, 9 Fig.)

Mit Rücksicht auf die Möglichkeit, Bataten als Zwischenkultur in Kolapflanzungen zu ziehen, und unter Hinweis auf die Verwendung der Dörrbatate in der Konservenindustrie beschreibt B. die Pflanz- und Vermehrungsmethoden, die Grosskultur, die Erträge und die Herstellung von Spiritus. Die Abbildungen betreffen die Einrichtung der Beete und eine kriechende und eine nicht kriechende Form der Batate.

Digitized by Google

287. **Bernegau.** Weitere Mitteilungen über Dörrbataten. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 642—644.)

Analyse, Empfehlung als Futtermittel, für die Spritfabrikation, für Backzwecke und Konserven. Ev. Anbau in Deutschland. Kulturen in Kamerun. Rentabilitätsberechnung.

288. **Newman, C. L.** Sweet Potato Experiments. (Bull. 72 of the Arkansas Agric Exp. Station, 1902, p. 38—48.)

289. **Heckel, E.** Sur l'igname plate du Japon, *Dioscorea japonica* Thunb. et sur sa culture au jardin colonial de Marseille. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 257—266, 4 fig.)

240. Dasheen, *Colocasia* species. (Bull. misc. inform. Trinidad, 1901, No. 29. p. 352.)

Der reife Mutterstamm, von dem bereits die Blätter abgefallen sind. wird als Gemüse gegessen. Die etwas konische Wurzel wird manchmal einige Pfund schwer.

241. **Vuillet, J.** Trois plantes alimentaires du Soudan. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 176—177.)

Coleus tuberosus, vulg. Osoinfi, Fabirama; *Voandzeia subterranea*, Tiganikrou. Gayane, Tigadiedable; *Panicum longiflorum*, Fini, Fougniangnie, Sereme, Fingui. werden überall von den Eingeborenen kultiviert.

242. **Heckel, E.** Sur les tubercules du *Coleus Coppini* Heckel, et sur l'acclimatation possible de cette espèce dans le midi de la France. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 129—138, 2 fig.)

Zufriedenstellende Kulturergebnisse in Marseille, chemische Analysen der Knollen.

248. **Thierry, A.** Le *Plectranthus coppini* Maxime Cornu, à la Martinique. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 113—114.)

Hat sich in Martinique erfolgreich erwiesen und wird als Kartoffelersatz für die anderen französischen Kolonien empfohlen.

244. **Bois, D.** L'Ousounifing, *Plectranthus Coppini* M. Cornu, Labiée à tubercule comestible. (Bull. soc. bot. d. France, sér. IV, T. 1, p. 107 bis 110, 8 fig.)

245. **Rollin.** Le *Plectranthus cernatus* et le *Coleus Coppini* à la Guadeloupe. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 278—274.)

Bericht über gute Ergebnisse.

246. **Rollin.** Les *Plectranthus* tubercules qui valent la pomme de terre. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 112—114.)

247. **Chevalier, A.** Le Finkongo (*Brachystelma Bingeri* A. Chev.) nouvelle asclépiadacée à tubercule comestible du Niger français et de la Haute Volta. (Rev. d. cultures colon., VIII, 1901, p. 65—71, 1 Abb., 8°, 6 pp., Paris [impr. Levé] 1901.)

Botanische Beschreibung der Pflanze, Anatomie der Knolle nebst allgemeiner Angabe der Inhaltsstoffe (wenig Stärke, Zucker, gelöste Kohlenhydrate, kein Inulin, bitteres Harz), Vergleich mit anderen bekannten Knollengewächsen.

248. **Heckel, E.** Sur le *Solanum Commersoni* Dunal, ou pomme de terre aquatique de l'Urugay 1902. (Rev. horticole des Bouches du Rhône, 1902, p. 200—206.)

249. **Pennel.** La Pomme de terre en Nouvelle-Calédonie. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 262—268.)

Digitized by Google

250. **Warburg, O.** Über die Kultur von *Panax ginseng* in Shantung 1902. (Tropenpfl., Jahrg. VI, 1902, p. 586.)

Anregung zum Anbau unter Hinweis auf japanische und amerikanische Kulturen.

c) Stärkemehle.

251. **Burgerstein, A.** Theoretisches und Praktisches über das Stärkemehl. (Wien. ill. Gartenztg., p. 298—302, 1 fig.)

252. **Smith, H. H.** L'Arrowroot et l'éruption de Saint-Vincent. (Journal d'Agricult. Tropicale, II, 1902, p. 283—286.)

253. **Preyer, A.** Sago. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 864—872.)

P. beschreibt auf Grund eigener Anschauungen die Sagobereitung und macht kurze Mitteilungen über die Stammpflanze und ihre Kulturbedingungen.

254. **Schlechter, R.** Reisebericht der Guttapercha und Kautschuk-expedition nach den Südseekolonien. (Tropenpfl., p. 211—220, 8 fig.)

Enthält einen eingehenden Bericht über die Sagokultur und Gewinnung in Singapore von *Sagus Rumphii* und *S. laevis*. Acht Abbildungen stellen das Schälen der Sagostammstücke, das Raspeln der Stämme, das Austreten der Sagospäne, das Waschen des Rohsagos, das Trocknen des Sago„refuse", das Sieben des Sagos, die Herstellung der Sagoperlen und das Dämpfen des Perlsagos dar.

d) Obst, Südfrüchte.

255. **Miranda, V.** Arboles frutales. Albaricoquera, almendro, castaño, cerezo, ciruelo, cocotero, granado, guindo, higuero, manzano, melocotonero, menbrillero, morero, naranjo, nispero, nogal, palma, peral y platano, — tratato completo de su cultivo y explotation. 4°, 228 pp. Barcelona (Jepus).

256. **Waugh, F. A.** Fruit harvesting, storing, marketing: a practical guide to the picking, sorting, packing, storing, shipping and marketing of fruit. 5, 221 pp., New-York (Orange Judd. Co.)

257. **Allen, W. J.** Fruit Culture. (Agric. Gaz., N. S. Wales, 1901, vol. 12, p. 144—148, 3 pls.)

258. **Ridley, H. N.** Fruit cultivation. (Agricultural Bulletin Straits Federated Malay States, 1902, vol. 1, p. 297—300.)

259. **Ridley, H. N.** Fruits of the Malay Peninsula wild or cultivated. (Agric. Bull. Straits and Fed. Malay States, I, 1902, p. 371—381.)

260. **Bois, D.** Végétaux fruitiers de rapport à propager dans les cultures coloniales. Paris, 1901.

261. **Heimerl, A.** Über die Bananen-Gewächse. (Wien. illustr. Gartenz., 26, p. 101—110.)

262. **Fawcett, W.** The banana industry in Jamaica. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 129—144.)

263. **Fawcett, W.** La culture et le commerce de la banane à la Jamaique. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 278—276, 337—342, 369—375.)

Übersetzt aus West Indian Bull, III, 1902, No. 2.

264. **Paszkiéwicz, L.** L'industrie de la banane au Parana. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 141—142.)

265. **Preyer, Axel.** Acerca de una enfermedad del Banano, 1902. (Bol. Inst. fis. geogr. Costa Rica, Ann. 2, No. 18, p. 139—140.)

Digitized by Google

266. La culture du bananier au Togoland. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 277.)

Pflanzungsversuche, mit Absicht getrocknete Bananen und Bananenmehl herzustellen.

267. **Chevalier, A.** Les bananiers en Afrique occidentale. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 289—294, 8 fig.)

268. **Milhe-Poutingon, A.** La culture des bananes en Guinée française. (Revue des cultures coloniales, IX, 1901, p. 353—354.)

Kurzer Bericht über gelungene Transporte von in franz. Guinea gezogenen Bananen und Anregung, die Kultur dort auszudehnen.

269. **Dugast, J.** Le bananier en Algérie. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 198—198.)

270. **Teissonier, P.** Une bonne variété de bananier à recommander (Musa sinensis). (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 361—362.)

Gute Erfolge mit dieser Varietät im Versuchsgarten zu Conakry führten zu ihrer weiteren Verbreitung.

271. **Wildemann, E.** de. Un bananier nouveau de l'État independant du Congo (*Musa Gilletii* E. d. W.) (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 102—104.)

Bedeutung der Pflanze zunächst für gärtnerische Zwecke.

272. Bananas-Figues et Bananes à cuire. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 170—171.)

Zusammenstellung verschiedener Ansichten von Wigman, Morris über die Formen der Jamaikabanane.

273. Some new Bananes. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, VIII, 1901, p. 179—180.)

274. **Cousins, H. H.** The banana soils of Jamaica. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, VIII, 1901, p. 145—153.)

Physikalische und chemische Bodenanalysen von Portland und St.-Mary.

275. **Couturier, A.** Fumure de la Banane. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 195—197.)

276. **Riviére, Charles.** Moyens de prolonger la durée d'une Bananerie. Le baraton de l'Amerique Centrale. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 102—108, 1 Abb.)

Verjüngung durch Abstechen des Wurzelsystems mit einer besonderen Schaufel, Baraton oder Macana.

277. **Riviére, Charles.** La *Musa sinensis* et le transport des bananes. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 7—9.)

Transport der Fruchtbanane von Jamaika nach England, von den Kanaren nach dem europäischen Kontinent. Herstellung von Bananenkonserven. Einführung der Faserbananen in Algier, ohne Erfolg.

278. **Delacroix, Dr.** La maladie vermiculaire des Bananiers. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 380—381.)

279. **Preyer, A.** Schädigung von Bananen durch Nematoden (in Ägypten). (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 240—242.)

280. **Preyer, A.** Banana Disease. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 100—105.)

281. Farine de Bananes. (Journal d'Agriculture Tropicale, XI, 1902, p. 266—269.)

Zusammenstellung verschiedener Berichte von Medeiros, Leuscher, Warburg, Kolon. Museum Harlem, de Wit.

Digitized by Google

282. **Wilson, H.** La farine de Bananes. (Rev. d. cultures colon., VIII, 1901, p. 11—18.)

Anregung zur Herstellung von Bananenmehl, und der sog. „Fig-banana" im grossen, nebst Analyse des Mehls (18,6% Feuchtigkeit, 74,8% Stärke, 5,8% Öl, Stickstoffsubstanzen 2,7, Faser 1,4, und Asche 2,2) und Kostenüberschlag.

283. **Medeiros, M. A. de.** La farine de Bananes de la Quinta da Thebaida. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 9—11.)

Bericht über die Fabrik, den Handel, Analysen von Peckolt, Qualitäten.

284. La culture de l'Ananas. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 247—250.)

Nach Trop. Agric., Aug. 1901, p. 79 aus Hawaiian Planters Monthly. Zusammenstellung der verschiedenen Produktionsgebiete.

285. La culture des „Ananas" en Floride. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 82—85.)

Wiedergabe eines Artikels der Gartenflora, nach de Nieuwe Gids de Malang 1900, über die Kultur von A. unter Schattenrahmen, verschiedene Varietäten und Rentabilität der Pflanzungen.

286. **Thomson, R.** A report on the cultivation of pine apples and other products of Florida. Kingston, Jamaica, 1901.

287. **Guérin, R.** L'Ananas sucré de Guatemala. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 198—199.)

Eine dem Smooth Cayenne Pine Apple nahe stehende unbewehrte Varietät mit grün gefleckten etwas grösseren Früchten von rein süssem Geschmack.

288. La Culture de l'Ananas à la Jamaique. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 20—22.) (Aus dem Journal of the Jamaica agricult. Society, Oct. 1901.)

Schlechte Drainage, zu reicher Boden, Gefahr organischer Naturdünger, schlechte Vorbereitung und Pflanzung der Schösslinge, Krankheiten, Empfindlichkeit junger Pflanzen gegen Dünger, übermässige Vermehrung, Schlussbemerkungen.

289. Saisons pendant lesquelles il faut planter l'Ananas.

(Ib. p. 22—24. Aus dem Journal of the Jamaica agricult. Soc., Oct. 1901.)

Für Jamaika Juni, Juli, November, Dezember.

290. **Smith, Ch. E.** The cultivation of Pineapples. (Bull. of the Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 161—168.)

291. **Cradwick, W.** Cultivation of Pineapples. (Bull. of bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 68—69.)

292. **Bernegau, L.** Über die Ananaskultur auf den Azoren, 1902. (Tropenpfl., Jahrg. VI, 1901, p. 887—894, 8 figg.)

293. **Bernegau, L.** A propos de la culture des Ananas aux Açores. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 180—183.) Übersetzung des vorigen.

294. **Dybowski, J.** L'importation des Ananas et des Bananes de la Guinée française. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 142—144.)

Korrespondenz hinsichtlich der Ananas- und Bananen-Kulturversuche in franz. Guinea.

295. **Hollier, L.** Notes sur l'emballage des Ananas. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 887—888, 1 Abb.)

296. Un parasite de l'Ananas: Le mealy bug. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 123—124.)

Nach Journ. of the Jamaica Agric. Society, Juli 1901.

Digitized by Google

297. Orange Conference. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 1—25.)

Bemerkungen über die Pflanze, Varietäten, Kulturen, Krankheiten.

298. **Bonavia, E.** Citrons, Limes et Limons de l'Inde. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 825—827.)

299. **Grottes, P. des.** Le Citronnier à la Dominique. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 269—271.)

300. **Wingate, D.** Orange culture in South California. (Tropical Agriculturist, XX, 1901, p. 518—519.)

Abdruck aus Queensland Agricultural Journal.

301. **Aaronsohn, A. u. Soskin, S.** Die Orangengärten von Jaffa. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 841—861.)

Orangenexport und -handel; Kultur des Orangenbaumes, arabische und europäische Kultur nebst Kostenanschlägen für 5 ha grosse Pflanzung (ca. 8000 frs. für den ha, Unterhaltung 5—600 Frs. p. Jahr u. ha); Zukunft der Jaffakulturen.

302. Culture des orangers a Ceylan. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 46—48.)

Übersetzung eines im Tropic. Agriculturist, XX, März, 1900 wiedergegebenen Timesartikels.

303. **Wicken, P. G.** The Cultivation of Pumbkins and Squashes. (Journ. Dep. Agr. Western Australia, 1902, vol. 2, p. 892—896.)

304. **Moller, Ad. F.** Orangen und Mandarinen in Portugiesisch West-Afrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 286.)

M. erwähnt reife Mandarinen mit grüner und reife Apfelsinen mit gelbgrüner Schale von St. Thomé, bespricht ferner die Kultur und den Export der *Citrus decumana* L. von den Capverdischen Inseln und führt noch einige portugiesische Varietäten verschiedener *Citrus*-Arten an (Carvalhaes, Toranja, Laranja, Mucamba).

305. **Moller, Ad. F.** Die wildwachsenden *Citrus*-Arten in St. Thomé. (Ib., p. 891.)

Laranjeira das forestas od. L. brava liefert süsse *(C. Aurantium)* und bittere *(C. Bigaradia)* Früchte. L. mucamba hat kirschgrosse bittere und Limoeiro bravo rundliche bittere, sehr aromatische Früchte.

306. **Allen, W. J.** A few Notes on Citrus Trees and also working over worthless old Orange and Peach Trees, 1901. (Agric. Gaz., N. S. Wales, vol. 12, p. 834—836, 7 pls.)

307. Orange stocks. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 38, p. 424—425.)

Mitteilung Van Demands aus dem Cape Agricultural Journal über den grossen Nutzen, die Orangen auf die sog. Sevilla oder saure Orange zu pfropfen oder zu okulieren, vor allem zum Schutz gegen den Gummifluss.

308. Budding oranges. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 32, p. 418.)

Erfolge im Okulieren von Orangen auf die Sevillasorte, zur Vermeidung von Krankheiten, Sauerwerden der Früchte etc.

309. Stem disease of the orange. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 351.)

Zum Schutz gegen die Mal-di-Gomma der *Citrus nobilis* wird nach Mc Owan das Pfropfen auf die Sauer- oder Sevilla-Orange empfohlen, was bereits in Jamaika mit gutem Erfolge geschehen ist.

Digitized by Google

310. **Hall, W. L.** The Osage orange. Notes on a tree of increasing economic importance. (Forestry and Irrigation, 1902, p. 590—599, with figure.)

311. Variété de Mangues. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 308—309.)

Aus Trinidad Bull. durch Tropical Agriculturist, 1901, p. 590.

312. Mangos in Southern Nigeria. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 86, p. 491.)

Von 50 aus Trinidad über Kew nach Südnigerien gesandten Mangopflanzen sind 86 dort gut weiter gewachsen.

Das Geheimnis für die Erzielung guter Resultate ist, die zu versendenden Pflanzen lange Zeit vorher einzutopfen, damit sie sich vorher gut einwurzeln können.

313. Plantation de jeunes pieds de Manguier. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 288—289.)

Übersetzung des Nachstehenden.

314. Planting of Mango groves. (The Indian Forester, XXVII, 1901. No. 2, p 71.)

315. La Greffe du Manguier. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 287—288.)

Wiedergabe einer Arbeit Knights aus dem Queensland Agr. Journ.

316. A large mango. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, 31, p. 395.)

Eine Gordon-Mango wog 2 Pfund englisch.

317. Mango-Chutneys. Recettes culinaires. (Journ. d'Agric. Trop., V, 1902, p. 869—870.)

318. **Sprenger, C.** Kultur der indischen Feigen in Süditalien. (Tropenpfl., V, p. 65—82.)

Opuntia ficus indica Mill., *O. Amyclea* Tenore und *O. Dillenii* sind die kultivierten Arten Italiens und namentlich Siziliens. Erstere ist die wichtigste. Man unterscheidet 8 Varietäten. Giarna (Fleisch rot, süss), Janca sanginea (Fleisch blutrot, weich, süss), Zuccarina (Fleisch weiss, vorzüglich), Surfurina (schwefelgelb, Frucht sehr gross oval), Senza ariddi (weisslich gelb, ohne Samen, vorzüglich), Pataulli (gross, sehr süss, blutrot), Russi (Fleisch rosenfarben, süss), Muscaredda (Fleisch fast weiss, sehr weich). Die besten Formen finden sich bei Belpasso, Paterno und Aderno. *O. Amyclea* hat zwar auch gute Früchte, dient aber hauptsächlich als Heckenpflanze, *O. Dillenii* ausschliesslich, beide werden wilde Opuntien genannt.

Die Vermehrung geschieht meist aus Stecklingen. Diese liefern in 3 Jahren fruchttragende Pflanzen, deren Ertrag sich bis zum 12.—15. Jahre steigert und die etwa 30 Jahre alt werden. Sämlingspflanzen beginnen nach 5 Jahren zu fruchten und erreichen oft 50 Jahre. Ein Hektar mit etwa 2200 Sträuchern gibt im Durchschnitt 220000 Früchte per Jahr. Die Pflanzen werden auch als Humussammler und Gründung, als Schutzhecken für andere Feldkulturen und Aufforstungen und als Strandbefestigung gerühmt. Die Blütezeit fällt von April bis Juni, doch wird oft durch Unterdrücken derselben eine zweite günstigere Reifeperiode erzielt. Die Ernte dauert von Juli bis Oktober. Die Früchte sind oft die ausschliessliche Nahrung von Tausenden. Sie enthalten ca. 50% Wasser, 6% Protein, 36% Zucker und etwas Fett. Es gibt Händler in Palermo, welche täglich 3000 kg verkaufen. 100 kg frische Früchte kosten in Neapel im grossen etwa 25 Mk. Vor 20 Jahren dienten

Digitized by Google

die Früchte auch noch zur Alkoholgewinnung. Eine Fabrik in Catania produzierte jährlich ca. 1,5 Millionen Liter Spiritus.

Auch als Viehfutter werden die Früchte vielfach verwendet.

819. **Rivière, Ch.** et **Lecq, H.** L'Opunta inerme. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 381—382.)

820. Opuntias utiles et Opuntias nuisibles. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 166—169.)

Les prickly pears und ihre Vernichtung, Le figuier de Barbarie und die Pfropfung nützlicher Varietäten auf die prickly pear. Randbemerkungen Webers über die botanische Abstammung der letzteren.

821. **Schweinfurth, G.** Über die Kultur der Dattelpalme. (Vortrag, gehalten im Verein zur Beförderung des Gartenbaues zu Berlin am 25. Juli 1901.) (Gartenflora, 1901, p. 506—517 u. 541—546.)

822. **Schweinfurth, G.** Sur la culture du palmier dattier. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 83—88, 175—178, 244—247, 299—303.)

Übersetzung aus der Gartenflora, 1901, No. 19 u. 20.

823. La culture et le commerce des dattes. (La Nature, 1902, Ann. 30, p. 383—384, 1 fig.)

824. **Wildeman, E. de.** La dattier. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 295—297.)

Bemerkungen über Kulturbedingungen, Varietäten, Vermehrung, Pflanzung, andere Produkte ausser der Frucht.

825. Dattes. Considérations sur les variétés. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 110—111.) Nach Schweinfurth.

826. **Eisen, G.** The fig its history culture and curing with a descriptive catalogue of the known varities of figs. (Bull. No. 9, Division of Pomology, U. S. Dept. of Agric., 1901.)

827. **Price, R. H.** and **White, E. A.** The fig. (Texas Agr. Exp. Stat., Bull. No. 62, 1902.)

828. **Lecq, H.** Le figuier en Algérie. (Bibl. d. cult. colon., Paris (Levé), Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 353—358, IX, 1901, p. 1—5, 33—38.)

Kulturbedingungen, Bodenverhältnisse, Varietäten der Feige nach Gasparin, Cours d'Agriculture (35), Sauvaigo, Les cultures sur le littoral de la Mediterranées (17), Bourlier unveröffentlicht, Nicolas (37), algerische Varietäten, Hanateau et Letourneux, La kabylie et les coutumes kabyles (28), Fruktifikation, Pflanzweite, Kultur, Kaprifikation, Ernte und Erntebereitung, Krankheiten und Parasiten, Literatur.

828a. Feigenkultur in den Tropen. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 485.)

Nach Mitteilungen Chevaliers ist es gelungen, in St. Louis (Senegal) Feigen auf Sycomoren mit gutem Erfolge zu pfropfen.

829. Séchage des figues. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 44—46.)

Übersetzung einer Mitteilung Gormans aus der Agr. Gaz. New South Wales, 1901, p. 867.

830. **Cook, O. F.** The Chayote: A tropical vegetable. (M. S. Dep. Agr. Bot., Bull. 28, 8°, 31 pp., 8 pl., Washington.

831. **Goeze, E.** Der Chocho oder Chochokürbis (*Sechium edule* Suarsz.). Wiener ill. Gartenztg., 1902, p. 3—7.)

832. **Sajó, Karl.** Die Chayote-Pflanze (*Sechium edule* Jacq.). (Prometheus, XIV, 1902, p. 123—124, 139—141, 6 figg.)

Digitized by Google

888. **Warburg, O.** Einiges über die Kaffermelone (*Citrullus Caffer* Schrad.) in Südwestafrika. (Tropenpfl., Jahrgang 6, p. 423—424.)

Die Früchte werden 20 Pfund schwer und werden gekocht als Suppe, die Kerne geröstet genossen.

884. **Pinochet, A. C.** La Papa. Investigaciones sobra su orijen, sus cultivos i las enfermedades i pestes que la atacan en Chile. (Act. Soc. scient. Chili, II, p. 159—197.)

885. **Kirk, Gabriel.** Fruiting of the Male Papaw. (Queensland, Agricultural Journal, 1902, vol. 10, p. 866, 1 pl.)

886. **Watts, F.** Préparation de la papaïne commerciale. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 48—50.)

Nach Agricultural News Barbados. Ernte des Saftes, Trocknen.

887. **Vilcoq, Albert.** Le Caroubier et ses fruits. (La Nature, 1902, Ann. 30, Sem. 2, p. 315—318, 3 fig.)

888. **Krause, Ernst.** Der Johannisbrotbaum als Futter- und Industriepflanze. (Promethus, 1902, Jahrg., 14, p. 185—188, 3 figg.)

889. Varietes de nèfles du Japon. (Rev. de cult. colon., IX, 1901, p. 55 bis 56.)

Aufzählung und kurze Beschreibung von 12 Varietäten der *Eriobotrya japonica* L. in Algier nach Mitteilung der Société d'Horticulture.

840. **Perrot, E.** Sur une Sapindacée à arille comestible. Le *Blighia sapida* Koen. 8°, 5 pp., fig., Paris (Levé). (Rev. de Cult. Colon., VIII, 1901, pp. 193—198, 2 Abb.)

841. **Perrot, E.** Recherches sur le *Blighia sapida* Koen. (Bull. de Mus. d'hist. nat., p. 181—188, 5 fig.)

Gibt eine kurze Beschreibung des Baumes, seiner Verbreitung und Verwendung, Anatomie von Blatt, Frucht und Samen. Der Arillus wird von den Eingeborenen gern gegessen, Same und Frucht sind wahrscheinlich giftig.

842. A new Trinidad fruit. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 86, p. 506.)

Anamomis esculenta bisher nur von St. Domingo bekannt, wurde auf den Bocas-Inseln gefunden.

843. **Moller, A. F.** *Pentadesma butyraceum* Sabine. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 288.)

Die Früchte, Maça de Oba, von der Grösse einer Quitte, werden des saftigen, sauren Fruchtfleisches wegen in St. Thomé gegessen und auch zu Konfituren verwandt.

844. **Piccioli, L.** Monografia del Castagno; suoi caratteri, Varietà, Coltivazione, prodotti, enemici. (Firenze, 8°, II, 178 pp.)

845. **Urbina, M.** Los Zapotes de Herneńdez 1902. (Anales del Museo Nacional, 7, p. 209—284, Mexiko.)

846. **Donati.** La culture du châtaignier en Corse 1901. (C. R. Ass. franç. Av. Sc., 30me Sess., Ire Pt., p. 204. — Le déboisement des chataigneraies de la Corse, 1902, 2me Pt., p. 896—904, 1 fig.)

847. **Gross, Emanuel.** Die Haselnuss, ihre Kultur und wirtschaftliche Bedeutung. Berlin, Paul Parey, 1902, 65 pp., 37 figg.

848. Practical Horticulture at the Cape. The Walnut and Chestnut the Quince, the Apricot, the Peach, the Apple and Pear, the Plum, the Orange, the Fig. (Agr. Journ. Cape of Good Hope, 1902, vol. 31, p. 50—53, 528—530, 559—566, 620—629 fig., 669—674, 746—757.)

Digitized by Google

849. **Brackett, G. B.** Commercial Apple Orcharding 1902. (Yearb. U. S. Dept. Agric., 1901, p. 593—603, 4 pls.)

2. Genussmittel.

a) Kaffee.

850. **Wildeman, E. de.** Les Caféiers. 8°, 48 pp., Brüssel (Mounom), 1901.

851. **Marshall, W. B.** Coffee. Its history and commerce. An Outline, 1902. (Ann. Journ. of Pharmacy, 74, p. 861—874.)

852. **Sajó, Karl.** Über den Kaffeebaum und seine Kultur. (Prometheus, 1902, Jahrg. 14, p. 4—7, 19—28, 35—38, 15 figg.)

853. Kaffeeproduktion und -Konsum. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 481.) Zusammenstellung für Rio und Santos von 1898/99—1901/02.

854. **Schuurman, A. E.** De Koffiekultuur in Brazilie. Eenige anteekeningen en beschouwingen. 8°, 67 pp., Amsterdam (Bussy), 1901, Beilage zum Indischen Merkur, 8, 26. Febr. 1901, nicht im Handel.

855. **de Saint-Aulaire.** La crisis del Café en el Brasil. (Bol. inst. fis. geogr. Costarica, I, p. 239—247.)

856. **Hû, Ch.** Les Cafés Santos et la récolte de 1902—1903. (Rev. des cult. colon., IX, 1901, p. 296—298.)

857. **Hû, Ch.** Les cafés santos et le grillage sur pied. (Rev. des cult. colon., IX, 1901, p. 149—150.)

858. La café au Costa-Rica. (Rev. de cult. colon., IX, 1901, p. 310—312.) Trop. Agric. Aug. 1901 schildert ungünstige Kulturbedingungen.

859. **Henrici, Ernesto.** La crisis del café y el porvenir de Costa Rica. (Bol. d. Inst. Fisico-geogr. d. Costa Rica, I, 1901, p. 85—89.)

860. **Kümpel, J.** Rückgang der Kaffeekultur in Costarica. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 94.)

Es ist ein Rückgang von 250000 Zentnern auf 150000 in der bevorstehenden Ernte zu erwarten, wodurch eine wirtschaftliche Erholung ermöglicht wird.

861. **Newport, H.** Coffee-culture in Queensland. No. 10. (Queensl. Agric. Journ., 1902, vol. 10, p. 389—392, 1 pl.)

862. **Wohltmann, F.** Die Aussichten des Kaffeebaues in den Usambara-Bergen. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 612—616.)

Erscheinen nur dann dauernd günstig, wenn die mangelnden Stoffe durch Düngung ersetzt werden, wie die beigegebenen Analysen ausweisen.

863. **Gentil, L.** Etablissement d'une plantation de caféiers au Congo. (Bull. d. l. Soc. d'études colon., p. 109—116.)

864. Établissement et compte de culture d'une plantation de café à Hon-Heo (Cochinchine). (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 111—116.)

Rentabilitätsberechnung einer Kaffeepflanzung aus Bull. économique de l'Indochine.

865. **Pittier, E.** Sobre algunos detalles discutibles del cultivo del cafeto. (Bol. Inst. Fis.-geogr. Costa Rica, I, p. 195—202.)

866. **Henrici, E.** Noch ein Wort über Kaffee. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 184—189.)

H. wendet sich gegen einige seinen früheren Mitteilungen gewordene Angriffe und teilt seine Erfahrungen über Saatgut, Pflanzbeete und Aufbereitung des Kaffee mit.

Digitized by Google

867. **Tabel.** Notes pratiques d'un planteur de déli. (Culture du caféier de Libéria. (Rev. d. Cult. Colon., X, 1902, 864—867, XI, 1902, p. 9—18, 44—48, 77—81.)

Auswahl des Saatguts, Saatbeete, Auspflanzen, Düngung, Ernte, Pulpen, Rentabilitätsberechnung, Kostenüberschlag einer Pflanzung von 2000 bouws.

868. **Tabel.** Quelques chiffres sur la culture du caféier de Java. Variété Moka à l'est de Java. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 205—206.)

Unkosten und Ertragsberechnung, ebenso für *C. liberica*.

869. **Kramers, J. G.** Derde verslag omtrent de proeftuinen en andere mededeelingen over Koffie. (Med. Landsplantentuin, 51, 4°, 50 pp., 5 Taf., Batavia [Kolff.].)

870. **Kramers, J. G.** Verslag omtrent Grondanalyses van Koffietuinen. (Meded. uit S'Landsplant., LVII, 86 p., Batavia [Kolff.].)

871. **Helmrich, G.** Kaffeedüngungsversuche in Guatemala. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 565—580.)

Bericht über eine Reihe vergleichender Düngungsversuche mit und ohne Humuszufuhr, mit Kunst- und Kompostdünger, über die spezielle Wirkung von Phosphorsäure, Kali, Stickstoff und Kalk auf den Baum, sowie über Bewertung der Ernten als Rohware und geröstet.

872. **Koch, M.** Culture du Caféier. Fumures. (Rev. d. Cult. Colon., VIII. 1901, p. 198—201.)

878. **Koch, M.** La Culture du Caféier, influence des diverses Fumures. (Rev. d. Cult. Colon., VIII, 1901, p. 294—296.)

Bericht aus den „Notice sur Madagascar" über vergleichende Düngungsversuche im Hinblick auf die in Campinos, Brasilien, gemachten Erfahrungen.

Es wird für sehr wohl möglich gehalten, mit Kaffee auf ärmeren Böden bei geeigneter Anwendung von natürlichem Dünger und Kaffeepulpe oder Kunstdünger gleichmässige, gute Ernten zu erzielen.

874. **Dafert, W. F.** Kaffeedüngungsversuche in Brasilien. (Tropenpflanzer, VI, p. 65—69, 4 figg.)

Abdruck aus Erfahrungen über rationellen Kaffeebau, Berlin, 1899.

875. **Immink, W. J.** Influence de l'entretien du sol sur le rendement du caféier. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 838—840.)

Nach Ind. Merkuur 1901.

876. **Zimmermann, A.** Over het enten van Koffie volgens de methode van den Heer Butin Schaap. (Med. Landsplantuin, 49, 8°, 54 pp., 32 Abb.)

877. **Zimmermann, A.** Sur le greffage du caféier. (Rev. des cultures coloniales, IX, 1901, p. 805—809.)

Nach Meded. uit S'Landsplant., XLIX, 1901.

878. **Preyer, A.** Butin Schaaps Kaffeepfropfung. (Tropenpflanzer, V. p. 220—224, 2 Abb.)

Kurze Besprechung der von Butin Schaap 1898 im Archief v. d. landbouw beschriebenen Pfropfweise nebst 2 Abbildungen.

879. Grafting Coffee. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 32, p. 413.)

Pfropfung besonders ertragreicher Varietäten von *Coffea stenophylla* auf *C. liberica*.

880. **Vert, G.** La taille du caféier. (Rev. de cult. colon., X, 1902, p. 882—885.)

381. **Cook, O.** Shade in coffee culture. (U. S. Dep. Agr. Bot. Bull., 25, 8°, 79 pp., 16 plates.)

Digitized by Google

882. Graines de caféier pour terrains bas et secs. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 241—244.)

Wiedergabe eines Artikels von A. Zimmermann aus der Teysmannia, XI, 1901, p. 686.

883. **Bordage, Ed.** Sur un hybride de caféier de Libéria et de caféier d'Arabie obtenu à la Réunion. (Rev. d. cultures coloniales, VIII, 1901, p. 1 bis 7, 4 Abb.)

Neuer Bastard, gezogen von H. Munès mit Früchten und Samen, die in der Grösse zwischen den beiden Eltern stehen und sich im Geschmack den arabischen nähern; in der Widerstandsfähigkeit gegen Krankheiten (*Hemileia* etc.) sollen die Eigenschaften des robusteren liberischen vorwiegen.

884. **Busse, W.** Eine neue Kaffeeart (*Coffea Schumanniana* Busse) aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 142—144, 1 Abb.)

Ob zur Kultur geeignet bleibt vorläufig dahingestellt.

885. **Busse, W.** Un caféier nouveau de l'Afrique orientale allemande. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 184.) Übersetzung des vorigen.

886. A new African coffee. (Agric. News, Barbados, 1902, vol. 1, p. 6.)

887. **Dubois, E.** Un caféier qui mérite, semble-t-il, d'attirer l'attention. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 86—88.)

Wiedergabe einer Notiz aus den Nieuw Gids de Malang Java, Mai 1901, die auf *Coffea stenophylla* aufmerksam macht.

888. New Coffee. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 315.)

Unter der Aussaat von *Coffea stenophylla* wurden bereits 1899 natürliche Bastarde oder Saatvarietäten festgestellt, die jetzt Früchte gebracht haben. Die Samen sind doppelt so gross als die der reinen Art.

889. *Coffea stenophylla* (var.). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 88, p. 481.)

Die Frucht zeigt die Form der *Liberia* und die Farbe von *stenophylla*.

890. Another new coffee *(Coffea robusta Laurentii)*. (Bull. misc. inform. Trinidad, 1901, 81, p. 898.)

Hinweis auf eine neue von Kew verbreitete Kaffeeart vom Kongo.

891. Maragogipe-Kaffee. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 96—97.)

Mitteilung Daferts, wonach diese Sorte im brasilianischen Kaffeebau keine hervorragende Rolle spielt. Er gedeiht am besten in heissen, feuchten Lagen, trägt aber relativ wenig.

892. Un nouveau dépulpeur de Liberia. (Rev. d. cultures colon., VIII, 1901, p. 16—17.)

Graafland hält die Maschine Butin-Schaaps für praktisch, aber für zu wenig sorgfältig konstruiert. Er hat sich deshalb eine etwas einfachere Maschine nach Schaaps Prinzipien bauen lassen, die schon auf mehreren Pflanzungen Sumatras und Javas zur Zufriedenheit arbeiten.

893. **Kümpel, J.** Das Trocknen des Kaffees. (Tropenpfl., V, 1901, p. 273—275.)

K. empfiehlt und bespricht kurz die Guardiolasche Maschine.

894. La bonne manière de préparer le Café de Libéria à Soekamangli, Java. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 109—110.)

895. **W. T.** Emballage du café dans des récipients impénétrable. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 277—278.)

Wie Tee in Blechkisten verpackter Kaffee erzielte höhere Preise als

Digitized by Google

solcher in Säcken. Es werden die grösseren Unkosten genau aufgemacht. Nach De Nieuwe Gids Malang, 1901, p. 181.

896. **Bordage, E.** Sur quelques parasites du caféier à la Réunion. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 207—209.)

Auszug aus der Revue agricole, organe des cultivateurs de la Réunion, No. 1, Jan. 1901. Behandelt *Thliptoceras octoguttalis, Cemiostoma coffeella, Gracilaria coffeifoliella, Lecanium coffeae, L. nigrum, Dactylopius Adonidum, Cratopus punctum, Phyloptera laurifolia,* Ameisen, Termiten; *Hemileia vastatrix, Glocosporium coffeanum, Cephaleuros virescens.*

897. Sur quelques parasites du caféier à la Réunion et sur les parasites animaux et végétaux du vanillier.

898. **Delacroix.** Maladie vermiculaire *(Heterodera radicicola)* des caféiers à Madagascar. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 10—15, 266—272.)

Enthält Schriftwechsel über *Heterodera, Tylenchus Coffeae* und *Meloidogyne exigua.*

899. Une nouvelle maladie du caféier (*Pentaloma plebejus* Voll.). (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 146—149.)

400. Kaffeeschädlinge aus Westafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 145.)

Bockkäfer, zu deren Bekämpfung Absammeln und Schwefelkohlenstoff oder Petroleum empfohlen wird.

401. **Zehnter, L.** Proefstation van Cacao te Salatiga. Bull. No. 3, Het koffiesnuitkevertje, 1902, p. 1, De Zeuzera boorder, p. 10, Malang.

402. **Cornu, Maxime.** Mesures de protection contre la diffusion de l'*Hemeleia.* (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 241—244.)

403. Le sulfure de carbone employé comme insecticide dans les plantations de caféiers. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 178—182.)

Nach Nieuwe Gids, Juni 1901.

404. **Hanausek, Th. Fr.** Einige Bemerkungen zu den Kapiteln Kaffee und Kaffeeersatzstoffe in den „Vereinbarungen". (Apotheker-Zeitg., 1902, No. 76, 8°, 4 pp.)

b) Kakao.

405. Cacao, Cacaofat, Chocolate etc. from *Theobroma Cacao.* (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 349—351.)

Kurze Beschreibung der Herstellung der wichtigsten Produkte der Kakaobohne.

406. **Hassack, Karl.** Über Kakao und Schokolade. (Schriften des Vereins zur Verbreitung naturwissenschaftl. Kenntnisse in Wien, 1902, Bd. 42, Vereinsjahr 1901—1902, p. 31—64.)

407. **Tr. . . . .** Cacao. (Tijdsch. v. Nijverh. en Landb. in Nederl. Ind., LXIII, p. 25—34.)

408. **Preuss, P.** Le Cacao, sa culture et sa préparation. (Extr. d. Bull. d. l. Soc. d'Etudes Coloniales, 180 pp., 7 fig. Brüssel [Lesigne], 1902.)

Übersetzung aus Preuss, Reisebericht cf. No. 38.

409. **Gorkom, K. W. van.** Cacao en vanielje. (2. Aufl., Haarlem 1901, 3. Teil des Führers durch das Kolonialmuseum Haarlem, enthält ausserdem Kola.)

410. **Pittier, Enrique.** Es el Cacaotera indigena en Costa-Rica? (Bol. Inst. fis.-geogr. Costa Rica, 1902, anno 2, p. 193—196.)

Digitized by Google

411. **Pittier, Enrique.** Benefizio del Cacao. (Bol. Instit. fis.-geogr., Costa Rica, 1902, anno 2, No. 14, p. 84—87.)

412. **Pittier, Enrique.** Agricultura. Las variedades del Cacaotero cultivadas en la zona atlantica de Costa Rica. (Bol. Instit. fis.-geogr., Costa Rica, 1902, anno 2, No. 16, p. 80—81.)

413. Kakao in Venezuela. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 889.)

Kurzer Bericht des portugiesischen Konsuls in Venezuela über Sorten, Produktion und Export.

414. Samoa Kakao. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 492—498, 548, 608.)

Drei Gutachten über diese Provenienz, die als etwa mittlere Qualitäten anerkannt wurden.

415. Kakaopflanzungen in Samoa. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 197.)

Angabe über drei grosse Unternehmungen und Beschreibung der Anlegung von Saatbeeten.

416. Kakao aus Togo. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 249—250.)

Fünf Gutachten über die Jungfernernte von der Versuchspflanzung Misahöhe, nach denen der Kakao dem Kameruner etwa gleich steht.

417. Kakaoernte in Kamerun. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 254.)

Dieselbe betrug rund 10000 Zentner Plantagenkakao und 1880 Zentner von Eingebornenkulturen.

418. Kakaoausfuhr aus S. Thomé 1889—1899. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 549.)

419. **Moller, A. F.** Analyse der Kakao von Cabinda (Portugiesisch-Kongo). (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 641—642.)

Abweichend ist der geringe Aschengehalt und die beträchtliche Menge Theobromin.

420. Le cacao à Java. La Station agronomique à Salatiga. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 45—46.)

421. Kakaokultur auf alten Kaffeeländereien. (Tropenpfl., VI, p. 96.)

Nimmt in Java immer mehr zu. Es gibt schon eine eigene Versuchsstation hierfür. Man pflanzt eine Hybride Criollo × Forasteros.

422. Cacao shade. (Bull. misc. inform. Trinidad, 1901, No. 27, p. 330 bis 338.)

Diskussion der Frage wie weit die Ergebnisse der chemischen Untersuchung Carmodys, wonach die abfallenden Blüten des Schattenbaumes *Erythrina umbrosa* dem Boden den vom Kakao verbrauchten Stickstoff wieder zuführen.

423. Grafting Cacao. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 32, p. 418.)

Erfolgreicher Versuch, den echten Kakao auf *Theobroma bicolor* zu pfropfen.

424. Grafting Cacao. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 38, p. 431.)

Als Unterlage wurde mit Erfolg *Herrania albiflora* verwendet, auch *Cola acuminata* wurde zu demselben Zwecke versucht.

425. Gormandizers on Cacao. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 38, p. 482.)

Die von Hart empfohlene Methode hat sich bei einer Besichtigungsreise auf vielen Plantagen mit Erfolg angewendet gefunden.

426. **Preyer, Axel.** Über Kakaofermentation. (Tropenpfl., V, 1901, p. 157—178, 4 Abb.)

Digitized by Google

Pr. bespricht zunächst die verschiedenen Methoden der Kakaoaufbereitung. Als Erreger der Fermentation gelang es ihm, eine neue Hefe *Saccharomyces Theobromae* Preyer in der Pulpe nachzuweisen. Eine Erklärung für die Umwandlungen im Samen selbst ist damit aber noch nicht gegeben. Tabellarisch wiedergegebene vergleichende Versuche mit Reinkulturen der gefundenen Hefe und ohne diese sprechen für Anwendung der Reinhefe. Gleichzeitig führten die Prüfungen zu einer Umgestaltung des Gärtanks. Die abgebildeten Tanks sind 2 zu 4 m, aber nur 80 cm hoch. Sie werden bis $^2/_3$ der Höhe gefüllt, und mit einem mit vielen Ventilationslöchern versehenen Deckel geschlossen. Dieser wird mit Matten und einer 5—8 cm dicken feuchten Sandschicht belegt. Die Fermentation dauert so 5—7 Tage. Fürs Waschen und Trocknen wird die in Ceylon (Gangaroowa) übliche Methode empfohlen.

427. **Schulte im Hofe, A.** Zur Kakaofermentation. (Tropenpfl., V, 1901, p. 225—227.)

Enthält 2 Urteile über Kakaofermentationsversuche im botanischen Garten zu Viktoria. Nach Stollwerk hat sich durch die rationelle Behandlung die Qualität des Kamerunkakaos sichtlich verbessert. Der Importeur E. Kraft, Hamburg, hält eine Verbesserung des Kamerunkakaos für ausgeschlossen, er bleibe immer ein Produkt des Kamerunbodens. Sch. tritt dieser Ansicht entgegen.

428. **Main, F.** Séchage artificiel du Cacao. Les appareils système Guardiola. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 227—229, 2 Abb.)

429. **Pittier, H.** Le Séchage du Cacao. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 271—272.)

Kritik der rotierenden Trockenmaschinen, gemischte Einrichtungen in Trinidad, Wünsche für Costa-Rica.

480. **Reinecke, F.** Gefährdung der Kakaokultur auf Samoa, 1902. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 682—685.)

Betrifft Schutzmassregeln gegen die Einschleppung von tierischen und pflanzlichen Schädlingen mit Saatgut etc.

481. Cacao disease. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 80 [Extra-No.], p. 865—888.)

Berichte über verschiedene Kakaokrankheiten, Pilzkrankheiten in Grenada:

1. brown rot *Diplodia cacaoicola* (an der Frucht). 2. Krebs am Stamm. *Nectria Theobromae* Massee und *Calonectria flavida* Massee. 3. Wurzelpilz *Polyporus* spec. mit Charakteristik der Krankheit, Infektionsversuchen, Bekämpfungsmitteln etc.

Ferner wird noch *Phytophthora omnivora* als der zuerst bekannt gewordene Schädling der Kakaofrüchte erwähnt.

482. **Zehntner, L.** Over eenige insectenplagen bij de cacao cultuur op Java. Semarang-Soerabaya, 1901.

488. Insect Attack on Cacao trees in Grenada. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 28 [Extra-No.], p. 837—846.)

Auszug aus der Grenada Gazette über einen Bericht H. Maxwell Lefroy's über die Bekämpfung der Thripsplage in den Kakaopflanzungen, unter Angabe verschiedener Mittel, der nötigen Maschinen und der Kosten.

484. Thrips on Cocoa. (Bull. bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 70—71, 2 fig.)

485. Elefanten als Kakaoschädlinge. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 84.)

Digitized by Google

486. Rindenlaus in Kakao in Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 144.)

Schädigt erheblich die Pflanzungen von Viktoria, wirksame Mittel sind z. Z. nicht bekannt.

487. **Warburg, O.** Eine Rindenwanze als Kakaoschädling in Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 638—640.)

Neuer bisher nicht näher bestimmter Schädling, der ernste Beachtung verdient, dessen Vertilgung aber durch Anstrich mit Kalkbrühe Erfolg hatte.

488. **Eiot, Aug.** Un nouvel ennemi du cacaoyer *(Physopus rubrocincta* Giord.) (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 858—861.)

Ein neuer Kakaoschädling von Guadeloupe.

489. Über einen dem Kakao schädlichen Blasenfuss in Guadeloupe. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 206.)

Nach Rev. d. cult. colon., 1901, Elot.

440. **Howard. A.** Fungoid diseases of Cocoa. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, VIII, 1901, p. 118—124.)

441. **Carruthers, J. B.** Cacao Canker in Ceylon. (R. Bot. Gard. Ceylon Circular, I, 1901, 28, p. 295—828.)

442. Another Cacao fungus *(Fomes lucidus* Fr.). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, 81, p. 408.)

448. **Schulte im Hofe, A.** Ein Wurzelschädling des Kakaobaums. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 288—289.)

Ein an den Wurzeln von Kameruner Kakaopflanzen beobachteter Pilz, scheint dem für die Teepflanzungen Ceylons beschriebenen ähnlich zu sein.

444. Cacao disease. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 828)

Hexenbesenbildung auf Kakao durch *Exoascus Theobromae* Ritz.-Boz. in Surinam.

445. **Ritzema-Bos.** Die Hexenbesen der Kakaobäume in Surinam. (Zeitschr. f. Pflanzenkr., p. 26.)

446. **Pollatschek, Paul.** Über Kakaobutter und deren Surrogate. (Chem. Rev. Fett-Harz-Industrie, 1902, Jahrg. 12, p. 5—6.)

447. **Climent, J.** Vorläufige Mitteilung über die Zusammensetzung der Kakaobutter. (D. chem. Ges. Ber, 84, p. 2686.)

448. **Zipperer, P.** Die Schokoladenfabrikation. 2. Aufl., 1901, Berlin (Krayn).

Enthält u. a. Geographische Verbreitung, Geschichte und Kultur des Kakaos; Beschreibung der Pflanze und Frucht; Ernte und Erntebereitung; Botanische Abstammung der verschiedenen Sorten; Handelssorten und ihre Erkennung; Import und Export; Chemie des Kakao.

c) Tee.

449. **Guigon, C. A.** Le Thé. Histoire, Cultures, préparations, Pays producteurs, Importations, Statistiques générales, Prix; Classifications et Melanges. 8°, VI, 251 pp. avec graphique. Paris (Challamel).

450. **Williamson, W.** Tea. Its cultivation and Preparation for the Market. (Transact. of the Edinburgh Field Naturalists and Microscopical Soc., 1901—1902, vol. 4, Part. 4, p. 268—272.)

451. **Schulte im Hofe, A.** Die Kultur und Fabrikation von Tee in Britisch Ostindien und Ceylon, mit Rücksicht auf den wirtschaftlichen Wert der

Digitized by Google

Teekultur für die deutschen Kolonien. (Beiheft zum Tropenpflanzer, II, 1901, p. 87—117, 5 Karten, 1 Abb.)

452. Le thé à Ceylon, 1902. (La Nature, Ann. 30, p. 403—406, 5 figg.)

453. **Kiefer, A.** Die Teeindustrie Indiens und Ceylons (Entwickelung und heutiger Stand). (Abh. geogr. Ges. Wien, 1902, Bd. 4, No. 3, 66 pp. 8 figg., 1 Kart.)

454. **Lombard & Co.** L'industrie du thé en Annam. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 107—109.)

Verteidigung gegen die Behauptung, die maschinellen Einrichtungen in Annam und das Produkt seien nicht auf der Höhe.

455. **Guigon, C. A.** Progression dans les thés d'Annam. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 168—170.)

456. **Guigon, C. A.** Les thés d'Annam et de Ceylan. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 267—270.)

Ratschläge zur Ausgestaltung des mit gutem Erfolg begonnenen Teebaus in Annam unter Hinweis auf die englischen Verhältnisse.

457. **Dolabaratz, A.** Culture et préparation du thé sur les propriétés du credit foncier colonial à la Réunion. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 12—15, 40—44.)

Behandelt kurz: Vorbereitende Arbeit, Pflanzung, Düngung und Ernte. Normale Produktion per ha und Jahr 1600 kg grüne Blätter; Erntebereitung, Welken, Rollen, Oxydation, Trocknen, Sortieren, Verpacken. Handarbeit und Maschinen. Urteile über den Reuniontee.

458. **Schulte im Hofe, A.** Tee in Kamerun. (Tropenpfl., V, 1904, p. 86—87.)

Es wird mit Rücksicht auf die indischen Erfahrungen besondere Vorsicht in der Auswahl der anzubauenden Varietät empfohlen.

459. La culture du thé dans les États-Unis de L'Amerique du sud (1). (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 24—25.)

460. **Nanninga, A. W.** Resultaten van bemestigungsproeven in theetuinen. (Tijdtsch. v. Nijverh. en Landb. in Nederl. Jard., LXIII, Afl. 5, p. 47—71.)

461. La dessiccation du thé chez les Chinois. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 144—147.)

Übersetzung aus Ind. Mercuur, Jan. 1901.

462. **Neuville, H.** La fermentation du Thé. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 868—869.)

468. **Nanninga, A. W.** Onderzoekingen betreffende de bestand deelen van het theeblad en de veranderingen, welke deze stoffen bij de Fabrikatie ondergaan. (Med. Landspl. 46, 4°, III, 60 pp., Batavia [Kolff].)

464. **Asok.** On the role of oxydase in the preparation of commercial tea. (Bull. Coll. Agr. Tokyo, Imp. Univ., IV, p. 255—259.)

465. **Suzuki, M.** Contributions to the physiological knowledge of the tea plants. (Bull. Coll. Agr. Tokyo, Imp. Univ., IV, p. 260—266.)

466. **Suzuki, M.** On the localisation of theine in the tea leaves. (Bull. Coll. Agr. Tokyo, Imp. Univ., IV, p. 297—298.)

467. **Nestler, A.** Der direkte Nachweis des Cumarins und Theins durch Sublimation. (D. bot. Ges., XIX, p. 350—361, Taf. 17.)

468. **Nestler, A.** Nachweis von extrahiertem Tee durch Sublimation. (Ztschrft. Unters. Nahrgs. u. Genussm., p. 245—247.)

Digitized by Google

469. **Delacroix, G. Dr.** Les Maladies du Théier. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 67—72.)

470. Some Caterpillar pests of the tea plant. (Royal bot. Gard. Peradeniya Circular 19, VIII, 1900, Tropical Agriculturist, XX, 1901, p. 445—449.)

471. **Green, E. E.** Helopeltis. What we know and what we want to know about it. (Circular R. Bot. Gard. Perediniya, I, 1901, 21, p. 277—288.)

472. **Green, E. E.** Further notes ou Helopeltis. (Circ. a. Agr. Journal R. Bot. Gard. Ceylon, II, 1902, p. 28—31.)

Bekämpfungsversuche dieses Schädlings.

473. **Lefévre, G.** Sur le guierr du sénégal ou ngouégne *Guiera senegalensis* Lour. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 199—206, 6 Fig.)

Geschichte, morphologische und anatomische Beschreibung der Pflanze, die medizinisch und ev. als Teeersatz nicht ohne Bedeutung ist.

474. Les succédanés du thé. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 114 bis 117.)

Nach Trop. Agric., Dez. 1901.

Schoenanthus in Indien, *Catha edulis* in Arabien, Abessynien, *Hydrangea* in Japan, *Glaphyria nitida* in Benkulen; *Leptospermum* in Australien; *Eugenia* in Chile; Laoten in Siam; *Smilax*, Botany-Bay-tee Australien; English brom, Bushthee, Südafrika; Mate Südamerika; *Ilex*, *Viburnum*, *Erica*, Nordamerika; *Ocymum*, Orient; Paigle, England; *Eupatorium*, Centralafrika.

d) Kola.

475. **Warburg, O.** Die Togo-Kolanüsse. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 626—681, 1 fig.)

Drei Sorten Kola gibt es in Togo. 1. Tapa-Kolanuss, im trockenen Innern des Landes, gleich der Aschantinuss *Cola sublobata* eventuell eine Varietät von *C. vera*. 2. Kpandunuss in feuchten küstenreichen Gegenden, als *C. astrophora* in dieser Arbeit neu beschrieben und abgebildet, und 3. Avatime *Kola*, goro urua oder Nanurua genannt, eine botanisch noch unbekannte, zwar minderwertige aber immerhin noch brauchbare Kolanuss. Den Schluss bildet der Hinweis auf den grossen Nutzen der Kolakultur für Togo, nebst Ertragsberechnung und Pflanzungsanweisung.

476. **Gruner.** Über den Stand der Kola-Pflanzung und Verbreitung *(Cola vera)* im Misahöhebezirk. (Tropenpfl., V, 1901, p. 17—20; Deutsch. Kol.-Ztg., XII, 1901, p. 71.)

Im allgemeinen hat sich ergeben, dass Misahöhe wohl geeignet zur Kolakultur und Verbreitung ist, nur sind die älteren Kulturen ungünstig angelegt. Der Boden war stellenweise zu quellig, der Untergrund zu felsig und schliesslich fehlte es an Schattenbäumen. Der Bestand genügt zur Ausbreitung. Auf und für Nebenstationen sind Saatbeete angelegt.

477. **Gruner.** Sur l'état des plantations de Kola et sur leur dispersion dans le district de Misahöhe. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 214—216.)

Übersetzung des vorigen.

478. **Zech.** Quelques mots sur le Kola en Afrique occidentale. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 866—870.)

Übersetzung eines Aufsatzes aus den Wissenschaftl. Beih. z. deutschen Kolonialblatt, XIV, Heft 1, p. 8, 14, 4 Abb.

Digitized by Google

479. **Teissonier, P.** De la mise en place du Kolatier. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 860—861.)

Verf. empfiehlt nach vielen Misserfolgen beim Verpflanzen aus den Saatbeeten Aussaat Ende Februar, Verpflanzen Anfang Mai.

e) Maté.

480. **Doorman, J. G.** De Yerba Mate of Paraguay thee. (Tijdschr. v. Nijverh. en Landb. in Nederl. Indie, LXIII.)

481. Mate-Kultur. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 553—554.)

Bericht über die erste Ernte von kultivierter Maté in neuerer Zeit in ganz Südamerika und Paraguay.

482. **Papstein, A.** Maté aus Brasilien. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 124 bis 126.)

Bespricht die wirtschaftlichen Vorteile und ev. Aussichten des direkten Matéexportes aus den Urwäldern Brasiliens.

f) Coca.

483. **Mortimer, W. Golden.** Peru, history of Coca, the „divine plante" of the Incas, with an introductary account of the Incas and of the Andean Indians of to day. 8°, 81, 576 pp., il. New York (Vail & Co.).

484. **Warburg, O.** Coca-Kultur in Kamerun 1902. (Tropenpfl., Jahrg. 6, p. 421—428.)

Gutachten über in Kamerun gewonnenes Rohkokaïn, sowie über Blätter. Letztere sind nicht befriedigend, da sie wahrscheinlich unrichtig getrocknet wurden.

g) Tabak.

485. **Lock, C. G. W.** Tobacco growing, curing and manufacturing, a handbook for planters in all parts of the world. repr. 12°, 8°, 285 pp., New York (Spon u. Chamberlain), 1901.

486. **Navarrete, A.** El tabaco. (Bol. Inst. fis. geogr. de Costarica, I, 1901, p. 55—68, 99—103, 184—190, 214—217; II, 1902, p. 882—884.)

487. **Nevill, R. S.** Tobacco. (Notes and Clippings. Queensland Agric. Journ., 1902, vol. 10, p. 886—887.)

488. **Anastasia, G. E.** Nicotianografia. (Boll. Tecnico coltivaz. Tabacchi. R. Istituto di Scafati, 1902, Anno 1, p. 128—187.)

489. **Schenkling, C.** Der Kubatabak und seine Kultur. (Natur, L, p. 548—549.)

490. **Schmidt, H.** Einiges über den Tabakbau auf Sumatra. (Tropenpfl., V, 1901, p. 117—126, 178—184.)

Verf. beschreibt die Arbeiterverhältnisse, Arbeitsverteilung, die Arbeitseinteilung, die Anlage neuer und die Instandhaltung älterer Pflanzungen, die Saatbeete, das Auspflanzen und die Pflege der Pflanzungen, das Pflücken, Schneiden und Ernten des Tabaks, das Trocknen, Fermentieren und Sortieren sowie den wirtschaftlichen Nutzen der Pflanzungen auf Sumatra.

491. **Siebert, A.** Einiges über den Tabakbau auf Sumatra. Tropenpfl., V, p. 117—126.)

492. **Giesenhagen, K.** Der Tabaksbau in Sumatra. (Vortrag, gehalten in der Sitzung des Polyt. Vereins in München am 19. Dezember 1901; Bayer. Industrie- und Gewerbeblatt, 1902, No. 18—20.)

Digitized by Google

498. **Westerman, Willem.** De tabakskultuur op Sumatras Oostkust. 8°, 800 pp., illustr, Amsterdam (Bussy), 1901.

494. Culture et préparation du Tabac de Manille. (Rev. de cult. colon., VIII, 1901, p. 239—241.)

Bericht des holländischen Konsuls in Manila aus der Teysmannia, XI, 1900, p. 641.

495. **Lehmann, Max.** Der Tabak, sein Bau und seine weitere Behandlung in Japan 1902. (Mitt. deutscher Gesellsch. Nat. Völkerk. Ostasiens, Band 9, p. 87—88.)

496. **Van Canteren, W.** Le tabac au Congo, les plantations de la Lukunga. (Fumeur, No. 894.)

497. **Schmidt-Breitenstein, W.** Die Tabakproduktion in den deutschen Schutzgebieten. (Deutsche Tabak-Zeitung, 1902, No. 14—19; Referat im Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 871.)

Statistische Angaben über den Import Deutschlands und dessen Herkunft. Die Möglichkeit einer Tabakkultur in einem Teil der deutschen Kolonien gilt trotz der bisherigen Misserfolge als erwiesen.

498. Kamerun-Tabak (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 547—548.)

Mehrere ermutigende Gutachten über Tabak aus höheren Lagen am Kamerunberge.

499. **Thoms, H.** Chemische Untersuchung des Usimbetabaks aus Deutsch Ostafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 440.)

Die Untersuchung von 11 Sorten ergab nur minderwertige Qualitäten, wohl infolge nicht guter und sachgemässer Fermentierung.

500. **Bukovansky, J.** Zur Tabakfrage in Mähren 1902. (Wiener Landw. Ztg., Jahrg. 52, p. 777.)

501. **Preissecker, K.** Ein kleiner Beitrag zur Kenntnis des Tabakbaues im Janoskaner Tabakbaugebiet. 4°, 81 pp., 19 fig.

Setzlingszucht, Samenbeete, Krankheiten der Setzlinge.

502. **Tabel.** Notes pratiques d'un planteur de Déli. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 139—145, 172—177, 209—218, 238—240, 270—278, 330—335, 363 bis 367; X, 1902, p. 65—78, 114—117, 146—150, 178—185, 208—211, 247—252, 274—278.)

Allgemeines über Lage, Bodenverhältnisse, Klima, Arbeiter, Arbeitslöhne, Materialschaden, Lasttiere, das heutige Deli, Lebensmittelpreise, die Tabakproduktion 1895—1899, die Pflanzungsgesellschaften, hauptsächlichsten Tabakpflanzer, die Wahl der Konzession, die Feinde der Kolonisten (Klima, Boden, Tiere, Pflanzen), die Tabakkultur in Deli, Eröffnung einer Konzession in einem unbewohnten, mit jungfräulichem Urwald bestandenen und von ungesunden Sümpfen bedeckten Lande, Eröffnung einer Pflanzung, Gebäude, Annahme von Arbeitern, Einteilung der Felder, Eintritt der Kulis in die Felder, Reinigung des Bodens, Auswahl des Saatgutes, Saatbeete, Boden, Klima, Düngung, Bewässerung, Delideckblätter, Tabellen über Grösse und Gewicht der Blätter und ihrer Teile, über chemische Bestandteile und Aschenanalysen, Auspflanzen des Tabaks, Krankheiten, schädliche Insekten, Krankheiten während des Fermentierens, Unkräuter, Häufeln, Geizen, Ernte, Transport in die Trockenscheune, Aufhängen, Wiederaustreiben des Tabak, Aufforstungen, Fermentieren, Sortieren, Zusammenstellung der lots, Gewichtsverlust, Samenträger, Ertrag in Deli per ha 700—1000 kg, Verwaltung, Zahl der Pflanzer und Arbeiter,

Digitized by Google

Unkosten einer Plantage von 400 Kulipflanzern, Verkauf des Tabaks von Deli in Sumatra, Borneo.

508. **Mohr, J.** Over het oogsten van Deli-Tabak op verschillende tijden van den dag. (Meded. uit S'Landplant., LVI, Batavia [Korff & Co.] 1902.)

504. **Hissink, D. J.** Verslag van de op Deli met betrekking tot de Tabakscultuur genomen bemestingsproeven op proefvelden in het jaar 1900, Dl. I, 1902. (Med. Lands plantentuiu, No. 55, für 1901, Dl. II, 171 pp., Ib., LX, 1902.)

505. **Jenkins, E. H.** Can wrapper leaf tobacco of the Sumatra type be raised in Connecticut. (Rep. Connect. Agr. Exp. St., III, p. 822—829, pl. VII.)

506. **Angeloni, L.** Acclimatazine dei Tabacchi Tropicali col sistema di rinsanguamento. (Boll. tecn. tabacchi Scafati, I, 1902, p. 61—71.)

507. **Preissecker, K.** Physiologische Betrachtungen über die Kultur und Behandlung von Dalmatiner Tabak nach Neumer Art. (Fachl. Mitt. k. k. Öster. Tabakregie, 4°, 4 pp., Wien.)

508. La transplantation du tabac. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 150 bis 151.)

Nach Ind. Merkuur 2. Juli 1901.

509. **Cappelluti-Altomare, G.** I semenzai del Tabacco e la *Thielavia basicola* Zopf. (R. Istituto di Scafati, 1902, p. 137—147.)

510. **Splendore, A.** Pastorizzazione del Tabacco. (Boll. tecn. coltiv. tabacchi Scafati. Anno 1, 1902, p. 71—89.)

511. **Behrens, J.** Über die oxydierenden Bestandteile und die Fermentation des deutschen Tabaks. (Centralbl. Bakt. u. Par., 2. Abt., VIII, p. 1—12.)

512. **Starke, J.** De la prétendu existence de solanine dans les graines de Tabac. (Bull. Ac. Belge Sc., 1901, p. 879—888.)

3. Gewürze.

513. **Lecomte, H.** et **Chalot, Ch.** Le Vanillier, sa culture, préparation et commerce de la vanille. 8°, 228 pp., 27 fig. u. mehrere Tabellen. Paris (Naud), 1902.

Geschichte, Botanik, Klima und Boden, Anlage der Pflanzung, Unterhaltung derselben, Schädlinge, Pflücken und Aufbereitung (Mexiko), Aufbereitung und Verpackung (Reunion, Mayotte, Guyana); Chemie; Surrogate, Fälschungen und Vanillismus; Produktion in Mexiko und den fremden Kolonien; Produktion der französischen Kolonien in Amerika; desgl. in Afrika, Asien und Ozeanien; Handel Frankreichs und der anderen Länder; Literaturzusammenstellung.

514. **Delteil, A.** La vanille, sa culture et sa préparation. 8°, 60 pp., 2 Tafeln, Paris (Challamel), 1902.

Vanille cf. Gorkum No. 408.

515. **Patin, Ch.** La culture des vanilliers. (Médicin, p. 575.)

516. **Galbraith, S. J.** Vanilla culture as practised in the Seychelles Islands. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 118—126.)

Abdruck eines älteren Aufsatzes des U. S. Dept. Agr. Bot.

517. An Essay on the cultivation and curing of vanilla. By a Tahiti Planter. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 85 [Extranummer], p. 465—480.)

Digitized by Google

McFarlane, langjähriger Pflanzer auf Tahiti, behandelt die Pflanzen, die Pflanzung, die Befruchtung, die Ernte, die Erntebereitung und unter den Schlussbemerkungen die Krankheiten und die Giftigkeit.

518. **Blitzner, Reinh.** Erfahrungen über Kultur und Präparation der Vanille in Deutsch-Ostafrika. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 164—174.)

Auswahl des richtigen Platzes für die Pflanzung, Anpflanzung, Behandlung nach dem Pflanzen, Feinde der Vanille, Blüte und Befruchtung, Ernte, Präparation, Brühen, Trocknen, Schwitzprozess, Nachtrocknen, Fermentieren, Sortieren, Messen, Bündeln, Verpacken.

519. Vanille aus dem Gouvernementsgarten in Dar-es-Salam. (Tropenpfl., VI, 1908, p. 92—98.)

8 Gutachten über die ersten Vanilleernten. Das Produkt ist noch nicht befriedigend, hauptsächlich wegen schlechter Präparation.

520. **Touchais, Léon.** Culture de la vanille à Mayotte. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, 88—40.)

521. Une vanillerie modèle à Madagascar. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 14—16.)

522. **Maumené, A.** Culture de la vanille en serre pour la production des gousses. (Bull. d. l. Soc. roy. linn. d. Bruxelles.)

528. **Lecomte, Henri.** La préparation de la Vanille. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 828—825.)

524. **Bordage, Edmond.** Sur les parasites animaux et végétaux du Vanillier. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 50—55.)

Wiedergegeben aus der Revue agric. de la Réunion.

525. **Bordage, E.** Description de quelques insects nuisibles au vanillier et à la canne à sucre. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 79—81.)

Vanilleschädlinge: *Plusia aurifera*, *Conchylis Vanillana*, *Curculionis vanillae*. Zuckerrohrschädlinge: *Sesamia monagrioides albiciliata*, *Aleurodes Berghii*.

526. **Tabel.** La culture du muscadier *(Myristica fragans)* a Déli. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 148—148.)

Kurze Angaben über die allgemeinen Kulturbedingungen, die besonderen Verhältnisse Sumatras und die Kultur selbst. Ferner eine Rentabilitätsberechnung für eine Pflanzung von 100 bouw (71 ha) in Deli.

527. History of the introduction of the nutmeg in Trinidad. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 807—810.)

Abdruck eines Artikels G. R. Porters über die Einführung der Muskatnuss *(Myristica moschata)* in Trinidad aus dem Tropical Agriculturist vom Jahre 1888.

528. Überführung von Banda-Muskatnüssen nach Neu-Guinea. (Tropenpfl., VI, p. 91.)

Es gelang Samen und junge Pflanzen nach Neu-Guinea zu überführen, obwohl versucht wird, diese Ausfuhr zu verhindern.

529. Nutmeg and Mace. (Pharm. Journ. Lond., 14, p. 89—40, fig.)

530. La culture du giroflier *(Caryophyllus aromaticus)*. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 114—117.)

Nach Tropical Agriculturist, Juli, Anlage der Pflanzung, Anzucht, Unkosten in Zanzibar.

531. Gewürznelken aus Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 481.)

Die erste kleine Ernte aus dem botan. Garten Viktoria ist vorzüglich ausgefallen und dementsprechend in Deutschland bewertet worden.

Digitized by Google

582. **Moller, Ad. F.** Gewürznelken in Fernando Pó. (Tropenpfl., Jahrg. 6, p. 255.)

Bespricht das Vorhandensein alter Bestände von *Caryophyllus aromaticus*, herrührend von alten portugiesischen Anpflanzungen.

583. **Hartwich, C.** Beiträge zur Kenntnis des Zimt. (Arch. Pharm., Bd. 239, p. 181—201, 11 fig.)

584. **Preuss.** Ergebnisse der Zimtkultur in dem Versuchsgarten von Victoria in Kamerun. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 584—587.)

Bericht über die gute Qualität der geernteten Rinde und Blätter nach Gutachten einer ätherischen Ölfabrik. Für Eingeborenenkultur ist nach der aufgestellten Berechnung der Anbau zu empfehlen.

585. **Le cardamome d'Indo-Chine** *(Amomum Cardamomum)*. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 278—282.)

Allgemeine Merkmale, Vorkommen, Kultur, Ernte, Erntebereitung, Eigenschaften, Verwendung, Produktion, Handel, Export.

586. **Landes, G.** Gingembre. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 208—207.)

Bedingungen und Schwierigkeiten dieser Kultur. Aufbereitung für den Markt.

587. **Low, H. E.** Ingwer *(Zingiber officinale)* in Nicaragua. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 189—140.)

Ingwer bleibt besser 20 Monate bis 2 Jahre im Boden. L. beschreibt ferner die Herstellung des geschälten Ingwers.

588. Diseases of Ginger in Jamaica. (Bull. Bot. Dept., VIII, 1901, p. 180—182.)

589. Le Poivre comme culture accessoire. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 302—307.)

Anregung und Anleitung K. L. Vogels, auf Kaffeepflanzungen Pfeffer als Nebenkultur an den Schattenbäumen zu ziehen. Übersetzt aus De Koffie Gids II, 1900, p. 966 ff.

540. La rage de planter des poivriers. (Ib., p. 307—308.)

Abratende Notiz aus dem Indischen Merkuur in den Koffie Gids, II, 900, p. 1112, die vor der Überproduktion und starkem Preisfall warnt.

Über Pfefferkulturen in Malakka vergl. Schlechter, No. 254.

541. **Wildeman, E. de.** Notes sur le *Piper guineense* Schum. et Thou. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 182—184.)

Kurze historische und botanische Studie, sowie Empfehlung dieses Pfeffers auf Grund beigefügten Vergleiches mit dem schwarzen für den Import nach Europa.

542. Chillies and Capsicums. (Pharm. J. London, 14, p. 102.)

543. **Hall, A. D.** Manurial Experiments (upon hops) seventh year. (Journ. South-East Agr. Coll. Wye, XI.)

544. **Hall, A. D.** Experiments on hops *(Humulus Lupulus)*. Journ. South-East Agr. Coll. Wye, XI.)

4. Nutzhölzer.

545. **Boulger, G. S.** Wood: A manual of the natural history and industrial applications of the timbers of commerce. 8 vo., p. VIII, 369, 1902, with 102 illustrations, London (Edw. Arnold), Price 7 sh. 6 d. net.

Digitized by Google

546. **Pardé, L.** Les principaux végétaux ligneux exotiques au point de vue forestier, mémoire prés. au congrès international de sylviculture. 8°, 55 pp., Besançon (impr. Jacquin), 1901.

547. **Deane, A.** On Timbers. (Trans. Engl. Arbor. Soc. Carlisle, V, p. 87—98, 28 fig.)

548. **Cheesbrough, John S.** Plantations of Timber Trees as a Commercial Speculation, 1901. (Agric. Gaz. N. S. Wales, XII, p. 717—720.)

549. **Rudder, A.** Plantation of trees for timber. (Agr. Gaz. N. S. Wales, XII, p. 1218—1228.)

550. **Schrenk, H. von.** The decay of Timber and methods of preventing it. (U. S. Dep. of Agr. Plant. Ind., Bull. no. 14, 96 pp., 17 pl., 1902.)

551. **Schrenk, H. von.** Factors which cause the decay of wood. J. of the western Soc. of Engineers. 8°, 15 pp., 8 pl.

552. **Patterson, Fr.** The conservation of Timber. (Journ. Dep. Agr. Western Australia, Perth, p. 846—847.)

553. **Stone, H.** The identification of woods. Journ. Soc. Arts, 1901. (Indian Forester, Allahabad, XXVIII, 1902. p. 114—124.)

554. The specific gravity of Trinidad wood. (Bull. misc. inf. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 804—806.)

Angabe über spezifisches Gewicht und Stammstärke der ausgewachsenen Bäume von 57 Nutzhölzern Trinidads, die 1876 in Philadelphia ausgestellt waren.

555. **Barrett, O. W.** The fall of Porto Rican forests, 1902. (Plant world, V (1902), p. 111—112.)

556. *Carapa guyanensis* Aubl. (Bull. misc. inform. Trinidad., 1901, No. 27, p. 824—825.)

Das Holz (Crab wood) steht in Qualität zwischen *Cedrela odorata* und *Swietenia mahagoni* und kommt gelegentlich unter dem Namen des letzteren im Handel vor. Es wird dann noch kurz die Gewinnung und der Wert des Öls aus den Samen nach Spons Encyclopedia wiedergegeben.

557. **Barrett, O. W.** The West-Indian Corkwood. (The Plant World, V, 1902, p. 205—206.)

558. Mahagoni. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 81, p. 897.)

Nach dem bisherigen Stande der Anzucht von Honduras Mahagoni in Trinidad ist diese Sorte zum mindesten eine Varietät des westindischen Mahagonis oder umgekehrt.

559. **Perkin, A. G. a. Briggs, S. H. Cl.** The colouring matters of Green Ebony. (Journ. chem. Soc. London, LXXXI, p. 208—210.)

560. **Shimek, B.** Forestry in Jowa. (Proceedings of the Iowa Academy of Sciences, IX, p. 58—61.)

561. **Hall, W. L.** The timber resources of Nebraska. (Yearbook U. S. Dept. of Agriculture for 1901/1902.)

562. Louisiana Woods at the exposition. (The plant World, IV [1901], p. 153—154.)

563. **Roth, F.** On the forestry conditions of Northern Wisconsin. (Map. 8°, 78 pp., London [Wesley].)

564. **Allen, Edward F.** The western hemlock. (Bulletin 33, U. S. Dept. of Agriculture, Bureau of Forestry, 1902.)

Digitized by Google

565. **Roberts, H. F.** The *Catalpa* as an Economic Tree. (Kansas Agr. Coll. Bull. 108.)

566. **Gamble, J. S.** A Manual of Indian Timbers. An Account of the Growth, Distribution and Uses of the Trees and Shrubs of India and Ceylon with Descriptions of their Wood-Structure. (Sampson, Low, Marston & Co., London, 1902, XXVI and 856 pp.)

567. **Ridley, H. N.** The Timbers of the Malay peninsula. (Agr. Bull. Malay States, I, p. 1—12, 48—68, 185—145, 171—181, 209—220, 245—261 und 289—292.)

568. **Ahern, G. P.** Compilation of notes of the most important timber tree species of the Philippine island. (Manila, 1901.)

569. **Gleadow, F.** Rate of growth of Sal (*Shorea robusta*) in thinned and unthinned areas. (Indian Forester, Allahabad, XXVIII, p. 108.)

570. **Plummer, J.** Australian Forests. (The Plant world, IV, 1901, p. 174—175.)

571. **Gill, W.** Annual Progress Report upon state Forest Administration in South Australia for the year 1900—1901. (Adelaide, 1901, 18 pp. fig.)

572. **Maiden, J. H.** The Forests of New South Wales. (Agric. Gaz. N. S. W., XII, 1901, p. 811—826, 1 pl.)

573. The state forest Nursery at Gosford. (Agr. Gaz. N. S. Wales. XIII [1902], p. 54—58.)

574. **Heyn, W.** The present and future prospects of timber in Tasmania, 1902. (Proc. Roy. Soc. Tasmania for 1900—1901, p. 21—87.)

575. **Maulf, A.** Practicable Forestry in Tasmania and elsewhere. (Proc. Roy. Soc. Tasmania for 1900/01, p. 127—138.)

576. **Henning, E.** Die Kaurifichte *(Agathis australis)*. (Tropenpflanzer, VI, 1902, pp. 237—240.)

Beschreibung der Kauriwaldungen und Hinweis auf den Wert des Holzes für Strassenpflaster und Schiffbau.

577. **Grisard, J.** Le Jarrah *(Eucalyptus marginata* Smith) et l'Acajou d'Australie *(E. rostrata* Schlecht.). (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, pp. 104 bis 106.)

578. **Mc Naughton, C. H.** Blue Gums as Forest Trees. The Outeniqua Plantations. (Agric. Journal. Cape of Good Hope, 1902, vol. 21, No. 6, p. 557 bis 588.)

579. **Bernegau.** Über *Eucalyptus*-Anpflanzung. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 644—645.)

Die Vertreibung der Mosquitos etc. wird in Abrede gestellt, dagegen wird die Verwendung der frischen Blätter als Desodorans empfohlen.

580. **Rudder, Augustus.** Three valuable Trees. (Agric. Gaz. N. S. Wales, XII [1901], 12, p. 1224—1226.)

581. **Mismahl, F.** Ist das Holz des Ostusambara-Urwaldes brauchbar zur Verwertung durch ein Sägewerk? (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 429—488.)

Enthält ausser kurzer Schilderung der Verhältnisse Ostafrikas und speziell Usambaras für Holz eine Zusammenstellung folgender Sorten: Tambala, *Brochoneura usambarensis* Warb. (Universalbretterholz); Sambu, *Allanblackia Stuhlmanni* Engl. (Bau- und Möbelholz); Sambia oder Tengaliva (ebenso); Sangana (Möbelholz); Mukwe, *Berlinia* aff. *angolensis* Welw. (=Eiche, Möbelholz); Kuli (Papier, Kistenholz); Msala, *Oxyanthus speciosus* P. DC. (seltener aber vielseitig verwendbar); Mula, *Parinarium Holstii* Engl. (=Eiche, Parkett-, Brückenbau;).

Digitized by Google

Konde, *Myrianthus arboreus* P. B. (weniger brauchbar); Niassa, *Piptadenia* aff. *Buchananii* Bak. (= Pappel, Kisten); namenlos (No. 11) zu Telegraphenstangen, Grubenholz; Quatti (Bau- und Möbelholz); Msisi-Eichenholz (Parkett, Schiffbau); Mhafa (Bau- und Möbelholz), und ferner Zahlenangaben über das Gewicht der Hölzer vor und nach der Imprägnierung mit reinem Teeröl, sowie über die Produktionskosten.

582. **Jumelle, Henri.** L'arbre à ébéne du nord-ouest de Madagascar *Diospyros Perrieri* Jum. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 385—387.)

Liefert das Ebenholz des Handels jener Gegend.

583. **Moller, A. F.** Ein kostbares Holz von St. Thomé *(Anisophyllea Cabolé* Henriq). (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 195—196.)

Das Caboléholz ist gelblich bis hell kastanienbraun mit marmorartigen dunkleren Wellenlinien. Es ist fest und dauerhaft und wird in St. Thomé als Bau-, Möbel- und Luxusholz geschätzt. Spezif. Gewicht = 0,780.

584. **Moller, A. F.** Un bois de valeur de Sao Thomé. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 810—811.) Übersetzung des vorigen.

585. **Moller, A. F.** *Chlorophora* (*tenuifolia*) ein wichtiges Nutzholz in St. Thomé. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 441—442.)

Der Amoreira oder Mucumba vleme ist einer der grössten Bäume der Insel und liefert ähnlich wie *Chlorophora excelsa* B. et Hook. ein vorzügliches Holz für Hausbau und Tischlerei.

586. **Moller, A. F.** Un bois utile de Sao-Thomé. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 841—843.) Übersetzung des vorigen.

587. **Moller, A. F.** *Sideroxylon densiflorum*, ein westafrikanisches Hartholz. (Tropenpfl., V, 1901, 494—495.)

Der Azeitona liefert ein sehr dauerhaftes Holz, das auch als Möbelholz sehr geschätzt wird. Kurz erwähnt wird ferner *Polyalthia acuminata* Oliv. der Azeitona preta genannt wird, dessen Holz aber bei weitem nicht so wertvoll ist.

588. **Moller, A. F.** Pau ferro *(Copaifera mopane* Kirk?) ein Nutzholz von St. Thomé. (Tropenpflanzer, V, 1901, 604.)

589. **Moller, A. F.** *Pentadesma butyracеum* Sabine. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 288.)

Der „Obâ" ist einer der höchsten Bäume in den Wäldern St. Thomés, sein Holz ist von vortrefflicher Qualität und das beste Bauholz der Insel. Spez. Gewicht trocken 0,850. Preis ca. 0,20 Mk. per cbm. Es widersteht gut den Termiten. Die Rinde soll eine klebrige Substanz enthalten.

590. **Moller, A. F.** Nutzhölzer von S. Thomé. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 541.)

Craterispermum montanum Hiern, Macambrara, Bau- und Tischlerholz, spez. Gew. 0,7; *Sorindeia acutifolia* Engl., Gogo, Cedro africano, desgl., auch für Wagen, spez. Gew. 0,65; *Xanthoxylon rubescens* Planch., Marapias, Pau espinha, Pinko do Brasil, Vinte e quarto horas, das gelbe Holz wird 24 Stunden nach dem Schneiden weiss, desgl. auch für Masten, spez. Gew. 0,7.

591. **Moller, A. F.** *Sterculia tragacantha* als westafrikanisches Nutzholz. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 378.)

In St. Thomé wird dieses Holz wegen seiner Ausdauer ziemlich viel verwendet. Enthält ferner Angaben über weitere Nutzanwendungen des Baumes.

Digitized by Google

592. **Wildeman, E. de.** Note sur le „Sekegna" ou „Saccagna", *Bosqueia angolensis* (Welw.) Ficalho. (Rev. de cult. colon., VIII, 1901, p. 297—299.)

Es gelang, das vom Kongo und aus Angola bekannte violette Nutzholz Secegna zu bestimmen, worüber de W. nähere Angaben macht.

598. **Wildeman, E. de.** Notes sur le n'gula-maza, bois d'ébénisterie et de construction du bas-congo (*Sarcocephalus Diderrichii* E. d. Wild.). (Rev. d. cult colon., IX, 1901, p. 7—10.)

Erwähnt werden ferner *S. Trillesii* Pierre, N'Bilinga; *S. Gilletii* De Wild.

594. **Harms, H.** Bemerkungen über die bisher in Ostafrika nachgewiesenen Mahagonibäume. (Notizbl. B. G. Berlin, III, p. 167—171.)

595. **Broilliard, Ch.** La culture de chêne au début du XX siècle. (Rev. eaux fôrets, 1902, T. 21, p. 678—685.)

596. **Seurat, L. G.** Les insectes nuisibles au chéne-liége en Tunisie. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 197—204.)

597. **Forestry** in Ireland. (Gard. Chron. [3], vol. 31, p. 244.)

598. **Grossmann, Th. W.** Erfahrungen bei der Anzucht der Schwarzföhre (*Pinus austriaca* Hoess.) (Österr. Forst- und Jagdztg., 1902, Bd. 20, p. 27—28.)

599. **St. Paul, U. von.** Ergebnisse der Anbauversuche mit fremdländischen Holzarten in den preussischen Forsten. (Mitt. deutsch. dendrol. Ges., p. 19—85, 1 fig.)

600. **Schwappach.** Die Ergebnisse der in den preussischen Staatsforsten ausgeführten Anbauversuche mit fremdländischen Holzarten. (Erw. Sep.-Abdr., Zeitschr. Forst- und Jagdw., 8°, IV, 106 pp., Berlin [Springer], 1901.)

---

601. Lucky seeds (*Thevetia neriifolia* Juss.). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, No. 34, p. 459.)

Einzelne Samen werden als Schmuck von den Europäern getragen.

5. Fasern.

602. L'identification des fibres textiles. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 184—185.)

Übersetzung eines Artikels d. Textil World, Boston, wiedergegeben im Tropical Agriculturist Dec. 1900, der u. a. auf die Anwendung der Photographie in polarisiertem Licht zur Unterscheidung einzelner Fasern hinweist.

608. **Saito, K.** Anatomische Studien über wichtige Faserpflanzen Japans mit besonderer Berücksichtigung der Bastzellen. (Journ. Coll. of Sc. Imp. Univ. Tokyo, Japan, XV, pt. III, 1901, 397–462, Taf. XX—XXI.)

604. Culture de plantes à fibres aux Indes. (Rev. de cult. colon., IX, 1901, p. 75—76.)

Wiedergabe eines Artikels aus dem Imperial Institut Journal, 1901, p. 98, über *Agave rigida, Sisalana; Villebrunea integrifolia, Fourcroya gigantea, Ischaemum angustifolium, Broussonetia papyrifera.*

605. **Heim, F.** Trois fibres textiles du Soudan français. (Rev. de cult. colon., X, 1902, p. 225—234, 8 Abb.)

Da-fou ist *Hibiscus* spec. Tien fou eine Leguminose oder *Dolichos* spec. Von beiden sowie vom Baobab, *Adansonia digitata*, wird die Anatomie der Fasern gegeben.

Digitized by Google

606. **Wildeman, E. de.** Notes sur quelques plantes employées comme textiles dans l'État indépendant du Congo. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 85—87.)

W. bespricht als Faserpflanzen von Kongo: *Celosia argentea* L., *Cephalonema polyandrum* K. Schum., Mokongi Bokange; *Manniophyton argenteum* Müll. Arg. Nkossa; *M. fulvum* Müll. Arg. Lacocha oder Nkossa.

607. **Wildeman, E. de.** Les plantes textiles au Congo. (Mon. geogr., 1901, p. 54—56.)

608. **Schanz, M.** Die Faserpflanzen und die *Boehmeria*-Kultur in China. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 126—186.)

Von chinesischen Faserpflanzen werden genannt und kurz beschrieben: Baumwolle (mien hua), *Boehmeria nivea* (Tschu ma), *Boehmeria tenacissima*, *Cannabis chinensis* (ma), *Dolichos trilobus* (Ko), *Corchorus pyriformis*, *Ananas sativa* (po lu), *Hibiscus cannabinus* und *H. mutabilis*, *Triumfetta* spec., *Agave america*, *Chamaerops Fortunei* (tsung lu) Coir. In Bezug auf die Kultur der *Boehmeria nivea* werden besprochen: 1. Boden und Klima. 2. Anpflanzung und Pflege. 3. Ernte. 4. Gewinnung des Bastes. 5. Fadenbildung. 6. Ertragsangaben. 7. Versand.

609. **Schanz, M.** Les plantes à fibres et la culture des *Boehmeria* en chine. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 15—22.)

Übersetzung des vorigen.

610. **Schanz, M.** Die Faserpflanzen und die *Boehmeria*-Kultur in Japan. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 227—281.)

Kurze Besprechung von Baumwolle (Wata), die keine erstklassigen Fasern liefert, so dass ein wachsender Import aus Indien, China und Nordamerika stattfindet; Hanf (Asa); Flachs (Ama); *Boehmeria nivea* (Karâ-mushi); *Musa textilis* (bashô) auf den Kiu-Kiu-Inseln; *Pueraria Thunbergiana* (Kudzu); Jute (Itschibi); *Wistaria chinensis* (Fudschi); *Ulmus montana* Ohi-no-ki); *Tilia cordata* (Shina-no-ki); *Broussonetia papyrifera* (Kodzu). Von der *Boehmeria* werden noch geschildert Anpflanzung, Pflege, Ernte (einmal im Jahr), Gewinnung, Trocknen, Bleiche und Spinnen.

611. **Boeken, H.** Öffentliche Prüfung einer deutschen Entfaserungsmaschine in der französischen Regierungs-Versuchsstation in Paris. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 58—64, 8 Abb.)

Die Boekensche Entfaserungsmaschine fand eine günstige Beurteilung für Musa, Fourcroya und Sisalbearbeitung. Sie ist in 8 Ansichten abgebildet.

612. **Boeken, M. Hubert J.** La défibreuse universelle de Boeken. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 3—5, 2 Abb.)

618. **Lehmann, Ernest.** Machines pour le traitement et la préparation des fibres. E. Lehmann, Manchester. (Journ. d'Agricult. Tropicale, II, 1902, p. 327—329, 1 Abb.)

614. **Schulte im Hofe, A.** Studien über den Röstprozess der Jute, sowie über die Separierung von Pflanzenfasern durch Fermentation. (Tropenpflanzer, VI, 1902, Jahrg. 6, p. 295—302.)

Betrifft Versuche mit *Corchorus capsularis* u. *C. olitorius*, *Agave americana*, *Musa sapientum*, *Hibiscus cannabinus* und *Boehmeria nivea*. Der für Jute übliche Röstprozess wird beschrieben. Für *Agave* hat sich die Gewinnung durch Rösten empfehlenswert erwiesen, für *Musa* nicht. Für Jute und *Hibiscus* wird ein besonderes Röstverfahren beschrieben, die Stengel werden nur durchfeuchtet

Digitized by Google

und zu Haufen geschichtet mit Blättern zugedeckt. Für Ramie eignen sich dieses oder ähnliche Verfahren nicht.

615. **Schulte im Hofe**, A. Étude sur le rouissage et sur le séparation des fibres végétales par fermentation. (Rev. de cult. colon., XI, 1902, p. 83—87.)

Übersetzung des vorigen.

616. **Oppel**, A. Die Baumwolle nach Geschichte, Anbau, Verarbeitung und Handel, sowie nach ihrer Stellung im Volksleben und in der Staatswirtschaft. Leipzig, 1902, 8°, XV und 745 pp., 286 Karten und Figuren.

617. **Farmer**, C. Notions practiques de cultures coloniales. La culture du cotonnier. Paris (André), 1901, 12°, VI, 878 pp., fig.

618. **Tompkins**, D. A. Cotton values in textile fabrics: a collection of cloth samples; arranged to show the value of cotton when converted into various kinds of cloth. 8°, Charlotte N. C. (Tompkins).

619. **Duggar**, J. F. Co-operative experiments with cotton in 1899—1900. (Alabama Agr. Exp. Stat. o. th. Agr. a. Mech. College, Auburn, Bull. 118, 1901.) 8°, 52 pp., Montgomery, Alabama, 1901.

620. Cotton Cultivation in Jamaica. (Bull. of the Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 177—187.)

Zusammenstellung älterer Aufsätze verschiedener Autoren. Edwards 1798, Macfadyen 1837, Hill 1857, Evans. Sea Island Baumwolle in den Vereinigten Staaten.

621. **Borchard**. Die staatlichen Bestrebungen zur Förderung der Baumwollkultur in Turkestan, Transkaspien und Transkaukasien. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 827—837.)

Geschichtlicher Rückblick: Staatliche Massnahmen neuester Zeit; Zukünftiges Programm staatlicher Massnahmen; Allgemeine Bemerkungen zum künftigen kulturtechnischen Programm; Russische Kolonisation, Bevölkerungsdichte, Bewässerungen, Turkestan, Transkaspien, Buchara, Chiwa, Transkaukasien, Baumwollsorten, Landpreise, Arbeitslöhne, Getreidepreise, Vorhandene Versuchsstationen, Verwendung amerikanischen Saatguts, Herkunft und Menge der in Russland verarbeiteten Baumwolle.

622. **Fitzner**, R. Denkschrift über den Baumwollenbau in Kleinasien. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 580—586, auch separat, 8°, 8 pp.)

Kurze Schilderung der gegenwärtigen Verhältnisse mit Angaben über Anbau, Produktion und Export, sowie Vorschläge zur Ausdehnung des Baumwollbaues in Kleinasien, nebst Gutachten über die Qualität des dortigen Produkts.

623. **Endlich**, R. Die Baumwollexpertise nach Smyrna. (Tropenpflanzer, Beiheft, III, 1902, p. 121—154.)

623a. Baumwollproben aus Deutschostafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 309—318.)

Mehrere Gutachten über eine Anzahl kleiner Proben, meist noch in Kapseln, von verschiedenen Arten der Baumwolle. Dabei ein Bericht von P. Hennings über die im Versuchsgarten Dar es Salam gesammelten schädlichen Pilze auf Baumwolle.

624. **Wildemann**, E. de. La culture du cotonnier en Égypte. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 21—28.)

625. **Henry**, Y. L'avenir de la culture du coton au Soudan. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 241—244.)

Digitized by Google

Hält die Kultur für möglich und gewinnbringend, ev. für Syndikate mit grossen Kapitalien.

626. Baumwollexpedition nach Togo. (Tropenpflanzer, Beih. III, 1902, p. 37—90, 1 Taf., 1 Karte, 12 fig.)

627. **Poisson, Eugène.** Note sur la culture du cotonnier au Dahomey. (Bull. Mus. Hist. nat. Paris, 1902, p. 562—565.)

628. **Moller, A. F.** Baumwollenkultur in Angola. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 41—42.)

Statistik 1890—1897, die starken Rückgang beweist, von 200000 kg auf ca. 60000 kg. Massregeln der Regierung zur Hebung.

629. **Jones, Daniel.** The Cotton Industry 1902. (Queensland Agricult. Journal, vol. 10, p. 876—882.)

630. **Boyd, A. J.** An old Industry reviving. Cotton-growing. (Queensland. Journ. Agr., 1902, vol. 10, p. 463—465.)

631. **Delacroix.** La maladie des Cotonniers en Égypte. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 281—283.)

Übereinstimmung mit der „Wilt disease" der Vereinigten Staaten, Abhilfe, Aussichten.

632. **Orton, W. A.** The wilt disease of cotton and its control. (U. S. Dep. of Agr., No. 27, p. 1—16, 4 Taf.)

633. Baumwollschädlinge aus Deutschostafrika. (Tropenpflanzer, VI. 1902, p. 200.)

Rüsselkäfer, Hymenopteren, Schildläuse, Wanzen.

634. **Buscalioni, L.** Sulle modificazioni provocate dai processi di mercerizzazione nei filati di cotone. (Atti R. Inst. Bot. Pavia, Nuova ser. VII.)

Über Baumwolle siehe ferner No. 62, 67, 75, 87, 95.

635. „Paina de seda" oder Kapok (*Ceiba pentandra*). (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 284—285.)

Kurzer Bericht über Kapok in Brasilien und Venezuela, lokale Verwendung und Marktwert, Gutachten über ev. Import nach Deutschland. Nach Analyse von Mannich enthalten die Samen 20,4% Öl.

635a. La soie végétale „Paina de Seda" ou Kapok. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 344—345.)

Übersetzung des vorigen.

636. Le Kapok ou Edredon végétal. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 302—305.)

Nach Greshoff. Herkunft, Verwendung, Markt, Ausdehnung und Art der Kultur von *Eriodendron anfractuosum*.

637. **Dewy, Lyster, H.** The Hemp Industry in the United States 1902. (Yearb. U. S. Dep. Agric. 1901, p. 541—554, 3 pls., 2 figg.)

638. **Isabey, Ch.** Etude sur le chanvre, caractères botaniques, composition, genres. (Union textile, p. 39—40, 64—66, 101—103.)

639. **Behrens, J.** Untersuchungen über die Gewinnung der Hanffaser durch natürliche Röstmaschinen. (Centralbl. f. Bakter., Abt. 2, VIII, 1902, Heft 4—10.)

640. Flax-growing. (Agricult. Gazette New South Wales, XIII, 1902, p. 890—894.)

641. **Hayward, J.** Flax culture. (Queensland Agricult. Journal, X, 1902, p. 347—349.)

Digitized by Google

642. **La Ramie**, culture, préparation; utilisation industrielle. Compte rendu in extenso des séances du congrès et du concours international de la ramie (juin-octobre 1900) avec une preface par M. Cornu. (Bibl. des cultures coloniales, 8°, 108 pp., avec grav., Paris [imp. Levé].)

648. **Schulte im Hofe, A.** Zum Ramie-Kongress in Paris. (Tropenpfl., V, 1901, p. 58—58.)

Die für die auf dem Kongress vorgeführten Ramie-Entfaserungsmaschinen Lacôte und Marcon, Gaulois und Française angegebene Leistungsfähigkeit ist nach Sch. in der Praxis nicht zu erzielen. Es wird sodann nur die Gaulois mit der Fauremaschine verglichen. Während eine Faure die Stengel von 8 ha per Jahr verarbeitet, entfasert die Gaulois die Ernte von 8 ha in der gleichen Zeit. Danach stellen sich die Gesamtproduktionskosten per kg Rohfaser bei Verwendung des Gaulois auf 11¼ Pfg., bei der Faure auf 80 Pfg. Es bleibt aber noch die Qualität des Gauloisprodukts zu prüfen. Was den Absatz der Faser betrifft, so würde das geringe Interesse wohl weichen, wenn die Tonne zu Mk. 600 an den Markt gebracht werden könnte.

644. Ramie Fibre. (The plant world, IV, p. 154.)

645. Note sur la culture de la Ramie (Rhea) en Assam. (Rev. d cultures colon., VIII, 1901, p. 58—59.)

Übersetzung des Bull. No. 8 der Agric. Dept. Assam. Vegetable products, No. 1.

646. **Karpelès, Jules.** Avenir de la Ramie dans l'Inde. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 200—208.)

Vorhandene Versuche, zukünftige Ausdehnung, Ramie Konkurrent des Hanfs.

647. **Curtis, C.** Ramie, Rhea, China Grass. (Agric. Bull. Straits Federated Malay States, 1902, vol. I, p. 295—297.)

648. **Dazey, Edm.** Rapport sur la Ramie. 8°, 8 pp., Algier (Autor).

Ein billiges Schälverfahren zur Herstellung von ribbons.

649. Ramie. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 42—44.)

Auszug aus einem Artikel Rivières.

650. **Wigman.** Corchorus jute ou gunny. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 842—845.)

Aus Teysmannia, XIII, 1902.

651. Jute und Hibiscushanf aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 252.)

Die Proben entsprechen, infolge ungenügender Aufbereitung, noch nicht den an eine gangbare Handelsware zu stellenden Ansprüchen.

652. Jute in Deutsch-Ostafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 86—40.)

8 Gutachten neuer Probesendungen, wonach die Qualität noch zu wünschen übrig lässt.

658. **Rivière, Ch.** De diverses acclimatations et notamment du jute. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 129—182.)

Spricht sich gegen die Möglichkeit aus, die Jute in Algier zu akklimatisieren.

654. **Puttemans, H.** L'aramina. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 49 bis 54.)

Erfahrungen über die neuen Faserpflanzen Südbrasiliens *Urena trilobata* Vell. und *Triumfetta semitriloba*, die der Jute nach den mitgeteilten Vergleichsprüfungen überlegen sind.

Digitized by Google

655. **Pierre.** Annotations. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 54—55.)

Bespricht die Unsicherheit der Speciesbestimmung in den Gattungen *Urena* und *Triumfetta*, und fragt, ob sich Rassen ohne Verzweigung züchten lassen.

656. **Wildeman, E. de.** A propos de l'aramina. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 105—106.)

Zusammenstellung des bisher Bekannten über *Urena lobata*, *Triumfetta semitriloba* L. und *Tr. rhomboidea* Jacq.

657. Entdeckung einer neuen Textilfaser in Brasilien. (Deutsch. Kolonialblatt, XIII [1902], p. 147.)

658. **Schulte im Hofe, A.** Kultur und Verwendung des Sunnhanf (*Crotalaria juncea* und *C. tenuifolia*) in Indien. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 513—516, 1 Abb.)

Angaben über Anbaufläche, Kultur, Ernte und Verwendung.

659. **Schulte im Hofe, A.** Culture et emploi du *Crotalaria juncea* dans les Indes. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 310—312.)

660. Sunnhanf in den Südseekolonien. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 481 bis 482.)

Einbürgerung auf Samoa und den Korolinen als Nutzpflanze der Eingeborenen.

661. **Warburg, O.** Sunnhanf auf den Karolinen. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 687—688.)

Unter den dort vorliegenden Verhältnissen wird die Kultur der *Crotalaria*, nach den gemachten Erfahrungen, nicht in Frage kommen können.

662. **Moller, A. F.** Fibres de quelques malvacées de San Thomé. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 185—187.)

Übersetzung eines Artikels aus dem Tropenpflanzer mit Randbemerkungen des Übersetzers, behandelt *Sida carpinifolia*, *S. cordifolia*, *Wissadula rostrata*, *Urena lobata*, *Hibiscus tiliaceus*, *H. esculentus*.

668. **Jencic, A.** Beiträge zur Kenntnis der Bastfasern der *Thymelaeaceae*. (Österr Bot. Ztschrft., LII [1902], p. 151—154, 228—231, 1 Ill.)

664. **Schanz, M.** Die Kultur des Manilahanfs auf den Philippinen. (Tropenpfl., VI [1902], p. 175—181, 4 Abb.)

Vorkommen, günstigste Bodenverhältnisse, Pflanzung, Erntezeit, Ernte, Aufbereitung, Sorten, Produktion und Preise. Abbildungen: Schneiden der *Musa textilis*, Abnehmen der Blattstiele, durchziehen der Baststreifen unter dem Messer und zweites Durchziehen.

665. L'Industrie du chanvre de manille aux Philippines. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 85—89.)

Übersetzung eines Aufsatzes aus der Manila times, wiedergegeben im Bull. Bot. Dept. Jamaica, Dec. 1900.

666. **Romburgh, P. van.** Sur la préparation de la fibre du Bananier. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 18—18.)

Aus Teysmannia, XIII, 1902, Fasc. 1.

667. **Bremer, H.** Le Bananier sauvage en Indo-Chine. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 267—273.)

Auszug aus dem Bull. économique de l'Indo-Chine behandelt die Verwertung einer in allen Tälern des gebirgigen Tonkin verbreiteten Banane, *Musa silvestris*, zur Fasergewinnung und gibt zugleich eine Zusammen-

Digitized by Google

stellung über bisherige Versuche mit andern Arten in verschiedenen Kolonialgebieten.

668. **Wildeman, E. de.** La fibre de l'Ananas. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 182—188.)

Nach Indian Gardening and planting, Juni 1901.

669. **Greilach, H.** Zur Anatomie des Blattes von *Sanseviera* und über die *Sanseviera*-Faser. (Österr. Bot. Zeitschr., LI [1901], p. 182—184, 1 fig.)

670. *Sanseviera*-Fasern aus Deutsch Südwestafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 84—85.)

Beschreibung der Gewinnungsweise und Gutachten über Verwendbarkeit.

671. **Warburg, O.** *Sanseviera Perrottii* Warb., eine neue Faserpflanze aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 190, 1 Abb.)

W. beschreibt eine neue *Sanseviera*-Art mit sehr grossen Blättern, $1^3/_4$ m lang, aus der Gegend von Lindi, wo sie massenhaft vorkommen soll. Er empfiehlt den versuchsweisen Anbau; die Ausbeutungsfähigkeit der natürlichen Fundorte wird geprüft. Eine Abbildung der neuen Pflanze ist beigefügt.

672. *Sanseviera Perrottii* Warb. Une nouvelle plante à fibres de L'Afrique orientale allemande (1). (Rev. d. cult. coloniales, IX, 1901, p. 25—26.)

Übersetzung des vorigen.

678. **Hindorf, R.** Die Einführung, der gegenwärtige Stand und die Aussichten der Agavenkultur in Deutsch-Ostafrika. (Tropenpflanzer, V, p. 7—17.)

Die im Jahre 1898 in Ostafrika erfolgte Einführung der Agavenkultur *(Agave rigida* var. *Sisalana)* auf den Plantagen der deutsch-ostafrikanischen Gesellschaft in Kikogwe und die Anpflanzungen des Mauritiushanfs *(Foucroya gigantea)* durch das Gouvernement in Kurasini im Jahre 1895 haben zu einer erfolgreichen Nutzbarmachung der deutsch-ostafrikanischen Küstenstriche geführt. Die Lebensdauer der Pflanzen ist allerdings eine kürzere (6 Jahre), doch soll die Entwickelung eine schnellere und ergiebigere sein. 1898 und 1899 sind zu den genannten Pflanzungen mehrere neue Unternehmungen hinzugekommen. Für 1902 wird die Ernte auf 600 Ztr. Sisal und 2000 Ztr. Mauritiushanf geschätzt. Die Faser wird den besten mexikanischen gleichgeschätzt. Billige Arbeitskräfte sind an der Küste reichlich vorhanden.

674. Les Agaves textiles dans l'est Africain allemand. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 261—262.)

Statistische Angaben über die Entwickelung und den Stand der verschiedenen Pflanzungen, nach vorigem.

675. Agave fiber Industry. Madras weekly Mail. (Journ. Soc. Arts., 50, p. 102—108.)

676. **Marshall, W. B.** Useful products of the century plants. (Journ. of Geogr., p. 6—17, Am. Journ. of Pharm., LXXIV, p. 828—835.)

Bericht über Gewinnung der Agavefasern und kurzer Hinweis auf die Bereitung von Pulque und Mescal.

677. **Gonzalez, R. B.** El Henequen. San Salvador, 1902, 8°, 50 pp.

Bericht über die Verhältnisse in Yucatan und Zentralamerika. cf. Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 239—241.

678. **Hautefeuille, L.** Les incendies et le henequen. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 187—188.)

679. **Kärger, O.** Die Kultur der Sisalagave in Yucatan. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 495—504.)

Abdruck aus dem oben angeführten Werke Kaergers, No. 55.

Digitized by Google

680. Le Chanvre de Sisal dans l'Inde. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 106—107.)

Bericht über achtjährige Kulturen von Sisal- und Mauritiushanf.

681. Sisal Hemp. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 328—330.)

Anregung zur Aufnahme der Kultur in Trinidad.

682. Fibre Sisal de Bahama. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 246—247.)

Nach Imper. Institute Journal, VI, 1900, p. 326. Angaben über botanische Abstammung, Bodenverhältnisse und die gebräuchlichsten Entfaserungsmaschinen.

683. **Diguet, Leon.** Étude sur le Maguey de tequila *Agave Tequilana* Web. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 294—297, 321—326, 357—361, 3 Abb.)

684. Die Tequila-Agave in Mexiko. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 429.)

Referat obigen Aufsatzes und Hinweis auf die Verwendbarkeit der Pflanze in Südwestafrika.

685. **Poisson, M. J.** Note sur l'*Agave Weberi*. (Bull. Mus. d'hist. nat. [1902], p. 280—282.)

Kurze Zusammenstellung über die bisher unbeschriebene aber bereits seit 1866 in Paris kultivierte *Agave Weberi* Cels hort. paris. Sie wird zur Pulquebereitung und Fasergewinnung in Mexiko kultiviert. Im Norden von San Louis Potosi gibt es mehrere Pflanzungen bei Moctezuma. Die Pulque soll minderwertig, dagegen die Faser fein und wertvoll sein.

686. **Suter, M. J.** Supériorité de la fibre d'*Agave americana*. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 5—7.)

Die Faser ist wegen ihrer grösseren Feinheit vielseitiger verwendbar als Sisal und hat höhere Preise erzielt als dieser. Die Ware stammt von der Agave fibre Co. bei Bombay.

687. **Carié, Paul.** Chanvre de *Fourcroya*. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 163—165.)

Verhältnisse in Mauritius und Deutschostafrika. Moderne Maschinen.

688. **Freeman, William G.** The Aloe Industry of Barbados 1902. Reprinted form the West-Indian Bull., III, No. 2, p. 178—189, with 2 figures.)

689. **Main, F.** *Phormium tenax*. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 360—362.)

Ergebnisse eines Wettbewerbs um die Verbesserung der Gewinnungsweise.

690. **De Courte.** Note sur le *Phormium tenax* ou chanvre de la Nouvelle-Zélande. (Industrie, 202—203.)

691. **Henning, E.** *Phormium tenax*, Neuseeländischer Flachs. (Tropenpfl., V [1901], p. 433—438.)

Zusammenstellung über Geschichte, Kultur, Gewinnung, Varietäten und Bedeutung des Neuseel. Flachses.

692. **Henning, E.** *Phormium tenax* — lin de nouvelle-zélande. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 306—309. Auszug aus 691.)

693. **Sadebeck, R.** Der Raphiabast. (Jahrb. d. Hamb. wissensch. Anstalten, XVIII [1900], 3 Beiheft, 8°, 42 pp., 2 Taf., Hamburg 1901.)

694. **Wildeman, E. de.** Notes sur un Pandanus du Bas Congo (*Pandanus Butayei* de Wild.). (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 15—17.)

Kommt ev. als Faserpflanze in Betracht.

Digitized by Google

694a. **Schlechter** cf. No. 254.

Der zweite Bericht enthält eine Beschreibung der Nipakulturen in Malakka zur Gewinnung der Blätter als Bedachungsmaterial für den Export nach Sumatra.

695. La fibre de Coco ou Coir. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 24—25.)

Kurzer Hinweis auf die Kokosfaser und ihre Qualitäten. Neunter Bericht der niederländ. Handelskammer in London, aus Archiev voor den Landbouw in Insulinde.

696. **Sadebeck, R.** Über die südamerikanischen Piassavearten 1902. (Ber. deutsch. b. Ges., Jahrg. XX [1902], p. 888—885, Taf. 19.)

697. **Martin-Dupont, H.** Le palmier nain et l'Industrie du crin végétal en Algerie. Alger (Léon), 1900. 12°, 86 pp., 4 Tafeln.

698. **Fawcett, W.** und **Harris, W.** Elementary notes on Jamaica plants. V. *Carludovica jamaicensis* Lodd. Ippi-appa or broom Thatch. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 145—148, Taf. 5—7.)

699. **Preyer, A.** Rotan. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 12—21, 4 Abb.)

Kurze Zusammenstellung über Wachstumsbedingung, Vermehrung, Bereitung und Verwendung des Rotan. Abgebildet sind Rotan im bot. Garten zu Buitenzorg, Rotan Wäscherei, Trocknen und Sortieren des Rotan.

700. *Luffa acutangula.* (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 88, p. 480—481.)

Hart empfiehlt die Kultur und gibt eine kurze Anleitung zur Gewinnung der Faser.

701. **Moller, A. F.** Die Luffaschwämme (*Luffa aegyptiaca* Mill.). (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 196—197.)

Die Luffakultur wird als Nebenkultur für die afrikanischen Kolonien empfohlen, um die vegetabilischen Schwämme zu exportieren.

702. **Schanz, M.** Japanische Bastpapiere. (Tropenpfl., V, 1901, p. 317 bis 318.)

Minogami ist ein reines Bastpapier 28 × 40, Hanshi enthält 20 % Reisstärke und oft 1 % Reisstroh. Zum Leimen wird 1—2 % Neri d. i. der Schleim der Wurzel von *Hibiscus manihot* verwandt. Nishi-no-uchi, fast reine *Broussonetia*; Wara-Hanshi, Strohpapier; Monten, Bilderpapiere; Momigami, Chirimengami, Crêpepapier; Hekishi, imitierte Ledertapete aus Papierresten.

703. **Schanz, M.** Papiers de fibres du Japon. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 88—89.) Übersetzung des vorigen.

704. **Rivière, Ch.** Alfa ou Halfa, pate à papier et alcool. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 129—132.)

R. hält die angeregte Gewinnung von Alkohol aus Alfa (14 ltr. 45° aus 100 kg) sowie den Anbau der Pflanze für nicht empfehlenswert.

705. **Thiele, F. C.** Sur l'emploi des résidus de canne à sucre dans la fabrication du papier. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 245—247.)

Nach Ind. Mercuur, 5. IX. 1901.

706. **Wiesner, Jul.** Mikroskopische Untersuchung alter ostturkestanischer und anderer asiatischer Papiere nebst histologischen Beiträgen zur mikroskopischen Papieruntersuchung. (Sitzb. Ak. Wiss., Wien, 1901 [Juni].)

707. **Schubert, M.** The manufacture of Cellulose: a practical treatise for paper and cellulose technocologists, managers and superintendents. (sp. tr. f. the American paper trade, 8, 220 pp. Newyork [Geyer], 1901.)

Digitized by Google

708. **Buscalioni, L.** Sulle modificazoni provocata dai processe di merzerizazione nei filati di Cotone. (Atti R. Istit. Bot. Univ. Pavia, N. S., 1902, vol. 7, c. Tav.)

709. **Margosches, B. M.** Über die Viskose, mit besonderer Berücksichtigung ihrer Verwertung in der Textilindustrie. (Zeitschr. f. d. ges. Textil-Ind., 8°, 89 pp., 2 fig., Leipzig-Gohlis [Klepzig].)

710. **Brüggemann, H.** Die Spinnerei, ihre Rohstoffe, Entwickelung und heutige Bedeutung. (Sep.-Abdruck a. Buch der Erfindungen, 2. Aufl., Lex. 8°, 112 pp., 90 Abb., Leipzig [Spamer], 1901.)

711. **Loewenthal, R.** Die Färberei der Spinnfasern nebst Bleicherei und Zeugdruck nebst einem Anhang der Appretur der Gewebe. (S.-A. a. d. Buch der Erfindungen, Lex. 8°, IV, 97 pp., 41 Abb., Leipzig [O. Spamer], 1901.)

6. Gerbstoffe.

712. Vegetable colouring matters used as dyeing materials in the Scotch Highlands. (Essex naturalist Iwatford, p. 45.)

713. **Warburg, O.** Dividivi *(Caesalpinia coriaria)* in Ostafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 85—88, 2 Abb.)

Nach einer kurzen Statistik der Hamburger Importe 1898—1899, 51000 bis 91000 dz für 1—1,8 Millionen Mark, empfiehlt W. die Kultur in den küstennahen Gebieten Togos und Deutsch-Ostafrikas und zwar als Volkskultur. Angefügt ist eine Kulturanweisung nach Semmler. Ausser einem blühenden Zweige und der Frucht ist die Versuchspflanzung in Dar es Salam abgebildet.

714. **Warburg, O.** Le dividivi en Afrique orientale allemande. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 147—148.) Auszug aus 713.

714a. **Moller, A. F.** Die Mangrove (*Rhizophora Mangle* var. *racemosa*) von S. Thomé. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 339—340.)

715. **Moller, Ad. F.** La mangrove de San-Thomé. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 122—128.)

716. **Volkens, G.** Über die Gewinnung der Mangroverinde in Ostafrika. (Ntzbl. Bot. Gart. Berlin, III, p. 91—92.)

717. **Schaer.** Kino aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 305 bis 308.)

Nach den chemischen Untersuchungen liefert: 1. *Pterocarpus Bussei* n. sp. Kino von ähnlicher Beschaffenheit wie die Handelssorten, bedarf aber noch der technischen Prüfung. 2. Ein *Derris*-Kino ist geringwertiger und ähnelt manchen Eucalyptus-Kinos. 3. Kino von *Berlinia Eminii* ist kaum noch als Kino anzusehen. Das Verhalten gegen verschiedene Lösungsmittel und Reagentien ist für alle 3 angegeben.

718. **Bosscha, J.** Culture et préparation du gambir ou gambier. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 207—212, 302—306.)

Aus Teysmannia XIV, 1902 Anregung zur Kultur unter Angabe der Bedingungen und Anleitung zur Herstellung des Gambir.

719. **Schlechter,** cf. No. 254, gibt eine ausführliche Beschreibung der Gambirkultur und Gewinnung in Malakka und in Indragiri, Sumatra. Abgebildet sind frischgeschnittene Gambirbüsche und Transport der Schösslinge nach der Factorei.

720. Culture et préparation du Gambier. (Journ. d'Agricult. Trop., II, 1902, p. 333—334.) Nach Schlechter.

Digitized by Google

721. Culture de la canaigre aux États-Unis. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 304—305.)

Nach Indian Gardening and planting, Nov. 1901.

722. Nüsse von *Parinarium Hahlii* Warb. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 870—871.)

Der Saft der Früchte, „Aij", wird auf den Karolinen als fixativ über Wasserfarben beim Anstrich der Kanoes benutzt. Die chemische Prüfung konstatierte einen grösseren Gehalt an Gerbstoff.

7. Farbstoffe.

728. **Thomas, V.** Les plantes tinctoriales et leurs principes colorantes. (Encycl. sc. d. aide-mémoire, 278B., 16°, 196 pp., fig., Paris [Gauthier Villars].)

724. Les matières colorantes naturelles. (Encycl. scient. d. aide-mémoire Sect. l'ingénieur, 16°, 180 pp., fig., Paris [Gauthier-Villars], 1901.)

725. **Plowright, C. B.** British dye plants. (Journ. R. hort. soc., No. 26, 1901, p. 452—454.)

726. **Van Lookeren Campagne, C. J. N.** Planten indigo, gr. 8°, 58 pp., 2 Taf., Wageningen (A. Ophorst), 1901.

727. L'Etat actuel de la culture de l'Indigo. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 179—181.)

Abdruck eines Artikels der „Times", wiedergegeben im Ind. Mercuur, 22. I. 1901 über den Einfluss des synthetischen J. auf die Kulturen.

728. **Schulte im Hofe, A.** Indigokultur und Fabrikation in Britisch-Indien. (Tropenpfl., VI [1902], p. 70—86, 128—141, 1 Skizze.)

Behandelt Kultur des Indigo, Ernte und Fabrikation, Einfluss des künstlichen Indigos auf die Indigoindustrie Indiens, die Indigo-Auktionen in Kalkutta, Studien über den Gehalt der *Indigofera tinctoria* an Indican, sowie über die Gewinnung des Indigo.

729. **Karpelès, Jules,** L'Indigo dans l'Inde. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 229—231.)

Koppelwirtschaft Indigo-Tabak, Überlegenheit der Natalsaat, das Calmot-Bréaudatsche Verfahren, gute Aussichten.

730. **Haller, A.** Annotations. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 45—48.)

Chemische und wirtschaftliche Bemerkungen zu obigem Aufsatz.

731. Industrie de l'Indigo, 1901. (C. R. Ass. franç. Av. Sc., 30me Sess., 1re Pt., p. 2—28.)

732. **Lookeren Campagne, Z. von.** Nouvelles recherches sur la formation de l'Indigo. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 209—213.)

Aus Ind. Mercuur, 1901.

733. **Brunck, H.** Historique du développement de la fabrication de l'indigo synthétique. (Extr. d. l. Rev. d. l. chim. pure et appliquée, gr. 8°, 9 pp., avec portr., Versailles [imp. Cerf], 1901.)

734. **Karpelès, M. Jules.** La concurrence de l'indigo synthétique. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 22—24.)

735. L'indigo artificiel et l'indigo naturel. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 339—341.)

Aus Journ. Soc. Arts, Oct. 1901.

736. **Mosséri, Victor.** Recherches sur la culture de l'indigo. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 79—80.)

Digitized by Google

Möglichkeit und Vorteile, den Indigo durch Diffusion zu gewinnen. Koppelwirtschaft. Indigo-Zuckerrohr. Gehalt an Indigotin und Klima.

787. Expériences dans le domaine de la culture de l'Indigo. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 218—214.)

Artikel aus dem Maandel. Bull. v. h. Proefstation voor Indigo te Klaten, 1900, p. 85, wonach die Kultur die Konkurrenz mit dem synthetischen Indigo aushalten kann.

738. **Holmes, E. M.** *Lachnanthes tinctoria* Ell. (Ph. Journ., London, 1902, vol. 14, p. 108, figg.)

739. **Wildeman, E. de.** Le „N'Kula" du Mayombé. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 42—44.)

Neues Farbholz der Eingeborenen, *Pterocarpus Cabrae* de Wild. nov. spec.

8. Medizinalpflanzen.

740. **Hérail, J.** Traité de pharmacologie et de matière medicale, 898 pp., 167 fig., Paris (Baillière). 1901.

741. **Heckel, F.** Contribution à l'étude des plantes médicinales et toxiques employés par les indigènes de la Côte d'Ivoire, Afrique occidentale. (Bull. soc. bot. France, Ser. 8, T. VII [1901], p. 296—808.)

742. **Hartwich, C.** und **Geiger, P.** Beitrag zur Kenntnis der Ipoh-Pfeilgifte und einiger zu ihrer Herstellung verwendeter Pflanzen. (Arch. Pharm., 239, 1901, p. 491—506.)

743. **Geiger, P.** Beitrag zur Kenntnis der Ipoh-Pfeilgifte. Mit einem Anhang: Pharmakognostische Mitteilungen über einige zur Herstellung von Ipoh verwendete Giftpflanzen. (I.-D., Zürich, 8°, 1901, 103 pp., Basel.)

744. **Henslow, G.** Poisonous plants in field and garden. 8°, XII, 189 pp., 46 fig., London, 1901.

745. **Prudhomme, R.** Le Quinquina, Paris, A. Challamel, 1902. 8°, 8 frs., 50 c.

746. **Dronke, Julius.** Die Verpflanzung des Fieberrindenbaumes aus seiner südamerikanischen Heimat nach Asien und anderen Ländern. (Abh. geogr. Ges., Wien, IV, 1902, No. 2, 44 pp., 1 fig., 2 Kart.)

747. **de Waal.** Jets over Kina. (Natuur, 1901, p. 842.)

748. **Leersum, P. van.** Jaarverslag der Governement Kine Onderneming in de Residentie Preanger-Regentschappen, 1899—1900. Batavia, 1900—1901.

749. **Verne.** Culture des quinquinas aux Indes anglaises et à Java. (Journ. pharm. et chim., Sér. VI, 1901, p. 6—14.)

750. **Rusby, H. H.** Production of cinchona bark and quinine in the East-Indies, 1902. (Journ. N. York. Bot. Garden, III [1902], p. 51—56.)

751. **Warburg, O.** Holländisches Chininmonopol. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 430.)

Besprechung der Monopolbestrebungen und Anregung zur Anlage von Regierungspflanzungen in Ostafrika und Kamerun.

752. **Ketel, B. A. van.** Overzicht en Kritiek der bestaande Methoden benevens de beschrijving eener nieuwe Methode ter bepaling van het totale Alkaloid-gehalte in Kinabast. Hoorn, 1901.

Nicht im Handel.

753. **Heckel, Ed.** Sur une nouvelle plante fébrifuge nommée chuquirua par les Indiens du Pérou et de l'Equateur, *Lychnophora van Isschoti* Heck. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 161—168, 1 fig.)

Digitized by Google

754. **Famechon.** Note sur le Néri (*Parkia biglobosa*). (Rev. d cult. colon., IX, 1901, p. 5—6.)

Empfiehlt die ölhaltigen Samen, die gerbstoffhaltige Rinde, die farbstoffhaltigen Hülsen, die auch als Fischgift benutzt werden.

755. **Heckel, Ed.** Sur un autre poison des Sakalaves appelé „Komanga" ou „Kimanga" et fourni par l'*Erythrophloeum couminga* Baill. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 129—134, 8 fig.)

Die Rinde dient als Gift oder Medikament.

756. **Heckel, Ed.** Sur la *Menabea venenata* Baill. qui fournit, par ses racines, le Tanghin de Ménabé ou des Sakalaves, encore denommé Kissoumpa ou Kimanga, à Madagascar, sa patrie. (C. R. Ac. Sc. Paris, CXXXIV 1902], p. 864—866.)

757. **Heckel, Ed.** Nouvelles observations sur le Tanghin du Ménabé et sur la racine toxique et medicamenteuse. (C. R. Ac. Sc. Paris, CXXXIV [1902], p. 441—443.)

758. **Perrot, Emile.** Sur le ksopo, Poison des Sakalaves, *Menabea venenata* H. B. (C. R. Ac. d. Sc. Paris, CXXXIV [1902], p. 803—806; Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 105—118, 6 fig.)

Systematische, morphologische und anatomische Beschreibung der Pflanze und ihrer Teile.

759. **Bureau, Ed.** Sur les Strychnos africains et les plantes servant à empoisonner les armes en Afrique. (Bull. Mus. Hist. nat. Paris [1902].)

760. **Moller, A. F.** Westafrikanische Brennhülsen Mucunas. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 42.)

Medizinischer Wert von *Mucuna urens* und *M. pruriens* DC.

761. Ein Bandwurmmittel in Deutsch Südwestafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 332—334, 1 Abb.)

Kurze Beschreibung und Abbildung von *Albizzia anthelmintica*, Omnama, die Rinde ist als Musenarinde bekannt geworden.

762. **Gilg, E.** und **Schumann, K.** Über die Stammpflanze der Johimberinde. (Notizbl. K. Bot. Gart. Berlin, III, p. 92—97.)

768. Yohimbe bark. (Pharm. Journ. London, XIV, p. 141.)

764. **Perrédès, P. E. F.** A new admixture of commercial *Strophanthus* seed. (The Wellcome chem. research Laborat., No. 17.)

765. **Gilg, E.** Über die pharmakognostisch wichtigen *Strophanthus*-Arten. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 551—560, 8 Abb.)

766. **Hartwich, C.** Einige Bemerkungen über Semen Strophanthi. (Apoth.-Ztg., XVI, 1901, p. 155, 165, 176.)

767. **Heuzé, Gustave.** Le datura ou stramoine 1902. (Journ. Agric. prat. Ann. 66, p. 648.)

768. Crotonsamen aus Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 91.)

Der Bedarf an Crotonsamen ist verschwindend gering.

769. **Thomss, H.** und **Mannich, C.** Seifenfrucht *Sapindus saponaria* L. aus Venezuela. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 287.)

Untersuchungsbericht über das Saponin der Fruchtschale. Die Kerne enthalten 10 % Fett.

770. **Leigh, B. R.** The Saw Palmetto. (Southern Drug Journal, I, p. 85—86.)

Notes the medical use of *Sabal serrulata* (Trelease, C. B., p. 137).

Digitized by Google

9. Fette, Oele und Pflanzenfette.

771. **Vezes.** Rapport sur le fonctionnement du Laboratoire de Chimie appliquée à l'industrie des resines pendant l'annee 1900—1901. Bordeaux, 1901.

772. **Heckel, Edouard.** Graines grasses nouvelles ou peu connues des colonies françaises. 8°, 200 pp., illust., Paris (Challamel) 1902.

773. **Rideau, L.** Notes sur la culture et l'exploitation du Cocotier, dans la province de Binh-Dinh (Annam). (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 76—82, 117—121.)

Vorkommen, Eingeborenenkultur, Fehler, Ertrag, Pflanzmethode, Ernte, Verwendung des Holzes und der Blätter, schädliche Tiere, Behandlung der Nuss durch die Eingeborenen, Coir, Spinnerei und Seilerei, Ertrag: 1000 kg Nüsse geben 886 kg Coir, diese 225 kg Seile, 445 kg Werg; Öffnen der Nüsse, Herausnehmen des Fruchtfleisches, Behandlung desselben, Coprah, Bericht über die eigene Pflanzung.

774. **Menon, O. K.** Draining Land for Coco-nut Plantation. (Agricult. Bull. Straits and Federated Malay States, 1902, vol. 1, p. 261—268.)

775. **Tabel.** La culture du Cocotier a Déli. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 170—180.)

Allgemeine Angaben über Pflanzung und Feinde sowie Rentabilitätsberechnung für 35000 bouws Cocos mit Weidewirtschaft und Viehzucht in Deli.

776. **Deslandes.** Création de Cocoteries sur la côte est de Madagascar. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 65—78.)

Geeignete Gelände, Verwertung der sandigen Gebiete der Ostküste, Vorteile der Kokoskultur, natürliches Vorkommen daselbst, Begrenzung des Kulturgebietes, Auswahl des Landes, Saatgut, Vorbereitung der Pflanzung, Saatbeete, Piquieren und Einteilen des Gebietes, Pflanzlöcher, Verpflanzen, Ersatzpflanzen, Viehherde für Dünger, Ertragsverhältnisse in Zanzibar und auf den Seychellen.

777. La Cocoterie modèle de Vohidrotra (Madagascar). (Journ. d'Agric. Tropicale, II, 1902, p. 44—45.)

778. **Nouffiard, Charles.** Le Cocotier et la Vanille aux Seychelles. (Journ. d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 288—289.)

Aus einem Bericht des Kolonialamts 1902.

779. Coconuts. (Agricult. Bull. Straits and Federated Malay States, 1902, vol. 1, p. 226—227, 1 Pl.)

780. Cinnanom and Cocoanuts on the Daintree. (Queensland Agricultural Journal, X, 1902, p. 374—375.)

781. **Stuhlmann, Fr.** Une Usine de coco ràpé. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 144—145.)

Nach Stuhlmanns Reisebericht f. No. 95.

782. **Gies, W. J.** On the nutritive value and some of the economic uses of the Cocoanut. (Journal of the New York Botanical Garden, 1902, vol. 8, p. 167—171.)

783. The „claret" or „green" Coconut. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 853.)

Hinweis auf die sogenannte grüne Varietät der Kokusnuss Mittel-Amerikas, die bedeutend grössere, in der Reife noch grüne Früchte liefert.

Digitized by Google

784. **Kirkwood, J. E.** and **Gies, W. J.** Chemical Studies of the Cocoanut, with some notes on the changes during germination. (Bull. Torr. Bot. Club., XXIX [1902], p. 821—859, 5 fig.)

785. **Jackson, J. R.** Cocoanut butter. (Gard. Chron., 3., ser. XXX [1901], p. 449—450, fig.)

786. Imperfect Coco-Nuts. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, VIII, 1901, p. 104 bis 106, 2 fig.)

Nüsse ohne Kern.

787. **Estève.** Maladies du cocotier (Lecanium). (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 277—278.)

Aus dem Journ. offic. du Dahomey. Schilderung der Verbreitung.

788. Deux sortes de noix de coco. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 805—806.)

Nach Journ. of the Jamaica Agric. Society 1901.

789. **Volkens, G.** Über eine Schildlauskrankheit der Kokospalmen in Togo und auf der Karolineninsel Yap. (Notizbl. B. G. Berlin, III, p. 85—90.)

790. **Moller, A. F.** Schädigung von Kokospalmen durch Dürre. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 644.)

In Portugiesisch Indien richtete die Trockenheit Mai—Juni 1901 grossen Schaden an.

791. **Preuss, P.** Die wirtschaftliche Bedeutung der Ölpalme *Elaeis guineensis*. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 450—476.)

Angaben über Varietäten, darunter eine, Lisombe, mit sehr dünner Samenschale, wie Haselnuss, und stärkerem Fruchtfleisch, infolge dessen viel mehr Fett liefernd und ebenso viel Kerne wie die gewöhnliche Form; über durchschnittlichen Ertrag, ein Baum hat etwa 10 Fruchtbündel jährlich, jedes Bündel liefert etwa $^3/_4$ l Fett und das doppelte Gewicht Kerne. Die Abfälle sind bei der primitiven Gewinnung noch sehr ölreich. Eine rationelle Gewinnung im maschinellen Grossbetriebe ist anzustreben und für Togo und Kamerun wirtschaftlich von hoher Bedeutung.

792. **Warburg, O.** Eine Versuchspflanzung der Lisombe-Ölpalme in Kamerun. (Tropenpflanzer, II, 1902, p. 588.)

Ist auf Grund obiger Berichte in kleinem Massstabe angelegt.

793. **Grisard, J.** Le palmier à huile. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 200—208.)

Kurze Zusammenstellung der vielseitigen Nutzanwendungen der Palme. Stammholz, Blattfasern, Ölfrüchte, Wurzeln Antisyphiliticum. Angaben über Kultur und Ernte.

794. **Couput.** L'olivier. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 225—241, 262 bis 269, 862—868.)

Allgemeines, Einführung in Nordafrika, wie die Kultur gewesen ist, ist und sein sollte, geographische Verbreitung und Klimatologie der Olive, Verbreitung der wilden und gepfropften Olive in Algier, Möglichkeit, die wilden Bäume zu veredeln, Kosten dieser Arbeit, Mittel, diese Umwandlung ökonomisch auszuführen, Pfropfen der Olive, Zeit, in der der Baum seine alte Grösse wiedererlangt, Einrichtung einer Pflanzung, Auswahl des Geländes und der Varietät, Verwertung der Ebene von Cheliff, Kosten einer Pflanzung, Anlegung der Pflanzung, Pflege derselben, Dünger.

795. **Camara, M. de Souza.** Estudo da oliveira 1902. (Boletim da Direccao geral d'Agricultura, No. 6, 1902.)

Digitized by Google

796. **Odorisio, P.** Alcune norme sulla fabbricazione del olio d'oliva. 8°, 21 pp., Imola (tip. Galeati).

797. **Jumelle, H.** L'Arachide et le Sésame. (Rev. d. cultures colon., VIII, 1901, p. 8—11.)

Abdruck aus dem im Erscheinen begriffenen Taschenhandbuch des Autors: Les cultures coloniales cf. No. 6.

798. **Main, F.** Semoir à Arachides. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 142 bis 144.)

Beschreibung einer Säemaschine nebst Leistungsfähigkeit nach Journ. d'Agric. practique.

799. **Main, F.** Les machines agricoles pour d'Arachide. (Journ. d'Agr. Tropicale, II, 1902, p. 103—105.)

Erntepflug, Dresch- und Schälmaschine.

800. **Couturier, M.** Sur la Fumure de l'Arachide. (Journ. d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 85—88, 5 Abb.)

801. **Tompkins, D. A.** Cotton and cotton oil. 8°, 500 pp., viele Fig., Charlotte, N. U. — S. A., 1901.

802. Über Kapoköl. (Chem. Rev. Fett-, Harz-Industrie, 1902, Jahrg. 11, p. 274.)

803. **Schulte im Hofe, A.** Kultur und Fabrikation von Rizinusöl in deutschen Kolonien. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 482—487, 2 Abb.)

Anleitung zur Herstellung von Rizinusöl, nebst Abbildung von Zerkleinerungsmaschine, Ölpreise, sowie Kostenüberschläge.

804. **Schulte im Hofe.** La culture du ricin et la fabrication de l'huile dans les colonies Allemandes. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 88—90.)

Übersetzung aus Tropenpflanzer, VI, 1901, Okt.

805. **Gentz.** Kultur und Fabrikation von Rizinusöl in deutschen Kolonien. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 144—145.)

Ist für Südwest-Afrika unter den heutigen Verhältnissen nicht möglich.

806. Die Fabrikation und Verwendung von Rizinusöl in Ostindien. (Tropenpfl., V, 1901, p. 193—195.)

807. La Fabrication et l'emploi de l'huile de Ricin dans les Indes. (Rev. des cult. colon., VIII, 1901, p. 839—842.)

Übersetzung vom vorigen.

808. **Rivière, Ch.** Le Ricin en Algérie et en Tunisie. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 826—832, 853—857.)

Bericht über eine Anzahl Versuchspflanzungen, die erweisen, dass Nordafrika kein Gebiet für die Kultur ist.

809. **Shaw, W. R.** The improvement of the castor plant. (Bull. No. 54, Oklahoma Agricultural Expt. Stat., 1902.)

810. *Omphalea megacarpa* Hemsley. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 81, p. 485.)

Die Samen enthalten 20 % eines süssen Öls, das stark abführend wirkt.

811. **Thoms, H.** und **Mannich, C.** Wilde Muskatnuss, *Virola venezuelensis* Warb. (Tropenpflanzer V, 1901, p. 287.)

Die Cuajo genannten Nüsse enthalten 47,5 % Fett (Myristinsäure). Das Fett soll ein gutes Mittel gegen Rheumatismus sein.

812. Resultats de recherches faites sur quelques produits végétaux du Vénézuéla. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 48—49.)

Übersetzung des vorigen.

Digitized by Google

818. **Heckel, Ed.** Sur le *Telfairia pedata* Hook. f. Sur sa culture, sur sa graine et l'huile qu'elle donne, son avenir dans nos colonies et l'industrie métropolitaine, 1902. (Rev. des cult. coloniales, XI, p. 97—104, 3 fig.)

814. Oil of Akee. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, VIII, 1901, p. 74—77.)

Bringt Angaben über Chemie des Öles und Vergleich mit Palm- und Olivenöl.

815. **Tonduz, Ad.** El Madi de Chile, considerado como abono verde, planta oleaginosa y forrajera. (Bol. Inst. fis. geogr. Costarica, I, p. 181—184.)

816. **Wildeman, E. de.** Quelques mots sur le *„Butyrospermum Parkii* Kotschy". (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 72—74.)

Verbreitung, Verwertung, Bedeutung und Zukunft des Karité.

817. **Heckel, Ed.** Sur une nouvelle graine huileuse du Congo français *Heisteria trillesiana* Pierre et sur la plante productrice. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 257—268, 4 Abb.)

Enthalten 48% hellgelbes halbflüssiges Öl, von angenehmem Geschmack. Das Öl soll, nach Klaine, zu Speisen verwendet, schädliche Wirkungen haben.

818. **Heckel, Ed.** Sur la graine grasse d'*Heisteria trillesiana* Pierre. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 289—290.)

Die schädlichen Wirkungen des Öls scheinen H. nach erhaltenen Nachrichten unwahrscheinlich. Das Öl ist mithin als Speiseöl sehr wohl verwendbar.

819. **Bussard, Léon et Fron, Georges.** Tourteaux de graines oléaginenses (Examen macroscopique et microscopique; diagnose). 8°, 58 pp., Nancy (Berger-Levrault u. Co.).

10. Wachs.

820. **Sedna, L.** Das Wachs und seine technische Verwendung. 45 Abb., Wien, (Hartleben).

821. Verwertung der Karnauba-Palme *(Copernicia cerifera)* in Brasilien. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 256—257.)

Artikel aus der Monatsschrift des deutsch-brasilianischen Vereins über Vorkommen, Gewinnung und Verwendung des Wachses, sowie weitere Nutzanwendungen der Palme.

11. Gummi.

822. **Wördehoff, Math.** Einige Bemerkungen über Gummi arabicum. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 91—92.)

W. bemerkt Gürke gegenüber, dass die Ansicht, die Preise seien seit den Sudankriegen sehr erheblich gestiegen, nur teilweise richtig ist. Schon 1894 hatte man wieder die Preise von 1880. Für die Qualität des Sudan gummi kommt nicht allein die Wasserlöslichkeit, sondern auch die hohe Klebkraft und vor allem die vollständige Reinheit (Neutralität) der Ware in Betracht. Die Lösung des Zentral- und Ost-Sudangummis klebt schlechter und schäumt stark und ist darum minderwertiger. Der Vorschlag Hartwichs, schlecht lösliche Gummisorten durch Dampfdruck löslich zu machen, schafft noch nicht medizinisch und technisch verwendbare Sorten. Es gibt ferner auch gute südafrikanische Sorten, die vereinzelt sogar ägyptische Sudangummis übertreffen, aber die Transportkosten und Arbeiterverhältnisse machen die Ware meist zu teuer.

Digitized by Google

828. **Mannich, Carl.** Gummiarten aus Deutsch-Ostafrika. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 201—204.)

Es wurden Gummi arabicum-Sorten von nachstehenden Pflanzen untersucht und in der gegebenen Reihenfolge bewertet: *Acacia Verek*, *A. Kirkii*, unbekannter Abstammung, *A. Seyal*, *A. spirocarpa*, *A. arabica*, *A. stenocarpa*, *A. usambarensis*, *Berlinia Eminii* (traganthartig).

824. **Busse, W.** Die Ausscheidung von Gummi arabicum an ostafrikanischen Akazien. (Naturw. Wochenschr., XVII, 1901—1902, p. 100—101, Abb.)

825. Gummi von *Acacia detinens* Burch. (Tropenpfl., V, 1901, p. 284 bis 285, 1 Abb. u. 439—440.)

Von der Stammpflanze dieses südwestafrikanischen Gummis sind ein blühender und ein fruchttragender Zweig abgebildet. Nach Prüfung durch Thoms und Mannich erweist sich das Gummi als ein reines und gutes Produkt, brauchbar zu allen Zwecken, nur nicht zu medizinischen, wegen der dunklen Farbe. Ein zweites Gutachten schätzt das Gummi weit höher ein. Durch Sortieren lasse sich eine sehr gute Qualität gewinnen.

826. **Mannich, C. et Dinter, M. K.** La gomme de l'*Acacia detinens* Burch. (2). Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 89—90.) Übersetzung des vorigen.

827. **Gentz.** Entstehung des Akaziengummis in Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 601—602.)

Hier sollen Rindenbohrer die erste Ursache des Gummiflusses sein.

828. Akazienschädling in Deutsch-Südwestafrika. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 254.)

Der oben erwähnte Käfer wurde als *Acanthophorus hahni* Dohrn. bestimmt.

829. **Prinsen Geerligs, H. C.** La gomme d'azadirachta et autres gommes de Java. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 244—247.)

Übersetzt aus Teysmannia, XIII, 1902.

Azadirachta indica Juss., Mimba, liefert Gummi gleichwertig dem arabischen; *Citrus spec.*, Djerok, enthält zur Hälfte Galactane, Eigenschaften sonst gleich arabischem; *Swietenia Mahagoni* enthält Galactane und Arabine, technisch kaum verwendbar; *Odina gummifera* Bl. Djara, nach Filet verwendbar, nach Autor nicht; *Odina*-Gummi, minderwertiges Substitut für Traganth; Tempagang in den Früchten von *Carpophyllum macrocarpum*, technisch unwichtig.

830. Note sur une gomme de Madagascar. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 184—185.)

Nach Moniteur officiel de Commerce vom 12. Sept. 1901 enthält der arabische Gummi von Diego-Suarez 90 % Arabin, ist geruch- und geschmacklos und hat starke Klebkraft.

831. **Potel, H.** Gomma do vinheiro do campo. (Bol. d. Agr. d. Estad. d. Sao Paulo, Ser. II, No. 7, p. 424—426.)

832. Die Verwendung von Agar-Agar in der pharmazeutischen Praxis. (Pharm. Rundschau, Wien, 1902, Jahrg. 28, No. 20, p. 353—354.)

12. Gummiharze, Harze, Kopale, Balsame.

833. **Heckel, Ed.** Sur l'*Araucaria Rulei* F. von Müll. de la Nouvelle Caledonie, sur la composition et l'utilisation de sa gomme résine. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 289—298.)

Digitized by Google

H. bespricht kurz die Gummiharze verschiedener Araucarien, beschreibt dann die neukaledonische Art und die von derselben gelieferten verschiedenen Sorten. Sie enthalten 44—58% Harz, 34—45% Gummi, und sollen einen guten Ersatz für Kopal in der Lackfabrikation geben.

884. Einige Mitteilungen über die technisch verwendbaren Harze. (Wien. ill. Gartenztg., p. 302—312.)

885. **Engler, A.** Le résinage dans les forêts de pins maritimes. D'après une article de M. le prof. Engler à Zürich, traduction abrégée, 1902. (Journ. forest. suisse, LIII, p. 193-200, 4 figg.)

886. **Mannich, C.** Über das Harz der schirmartigen *Albizzia fastigiata* Oliv. (Notizbl. Bot. Gart. Berlin, III, p. 171.) Ist Tragantartig.

887. **Busse, W.** Beiträge zur Kenntnis der Dammarharze. (Arb. kais. Gesundh.-Amt, XIX, Heft 2, 1902, p. 329—336.)

888. **Tschirch, A. u. Niederstadt, B.** Über den neuseeländischen Kauribusch-Kopal von *Dammara australis*. (Arch. d. Pharm., CCXXXIX, p. 145 bis 160.)

889. **Koch, M.** Über das Harz von *Dammara orientalis* (Manila-Kopal) und über das siebenbürgische Resina Pini von *Picea vulgaris* Link. (Inaug.-Diss., 1902, 8°, 100 pp., Druck von Anton Kämpfe in Jena.)

840. **Henning, E.** Kauriharz. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 146—149.)

Herkunft, Qualitäten, Verbreitung, Gewinnung, Produktionskosten, Handel, Marktwert, Verwendung.

841. **Thoms, H.** Über den Saft des Baumes Mafoa oder Maali aus Samoa, *Canarium samoense*. (Notizbl. B. G. Berlin, III, p. 187.)

842. Kopal aus Togo. (Tropenpfl., V, 1901, p. 549.)

Eine Probe Togo-Kopal, der bisher nicht exportiert wird, wurde dem Accra gleich erachtet.

848. **van Italllie, C.** Über den orientalischen und den amerikanischen Styrax von *Liquidambar orientalis* und *L. styraciflua*. (I.-D.) Bern, 1901. (Arch. d. Pharm., 289, 506—547.)

844. **Tschirch, A. u. Weigel, G.** Recherches sur le térébenthine de Venise. (Ann. d. Ph., p. 99—110.)

845. **Thoms, H. u. Mannich, C.** Sereipo-Balsam *(Myrospermum frutescens)* aus Venezuela. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 188—189.)

Die Früchte enthalten 47% dicken braunen Balsam, der nach Kumarin riecht. In Venezuela dienen die Früchte gegen Rheumatismus.

846. L'industrie de la laque aux Indes. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 87—91.)

Übersetzt aus Imper. Inst. Journal, London, März 1902.

13. Aetherische Oele.

847. **Chapelle, J.** Les plantes à parfums et à essences. (Rev. gen. agron., p. 107—118.)

848. **Heckel, E.** Notes sur les plantes à parfum et sur le développement possible de cette industrie en Nouvelle Calédonie. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 257—265.)

Nach allgemeiner Begründung gerade des Nutzens dieser Kulturen — kleine Quantitäten von hohem Werte — werden folgende Pflanzen besprochen: *Citrus Aurantium* L., *C. Limetta* Risso, *Acacia Farnesiana* Willd., *A. Lebbek*

Digitized by Google

Willd., *A. spirorbis* Labell., *Geranium capitatum* L., *Heliotropium peruvianum* L., *Jasminum grandiflorum* L., *Andropogon muricatus* Retz., *A. Schoenanthus* L., *Santalum austrocaledonicum* Vieill., *Lantana Camara*, *L. aculeata* L., *Carica Papaya* L., *Beilschmiedia lanceolata* Séb. et Panch., *Xylopia pallescens*, *X. Pancheri*, *X. Vieillardi*, *Thespesia populnea* Corr., *Myoporum ternifolium*, *M. crassifolium* Forst.

849. **Schanz, M.** Pfeffermünzkultur in Japan. (Tropenpflanzer, V, p. 480 bis 487.)

Enthält Mitteilungen über Kultur, Ernte, Destillation, Gewinnung von Menthol, stillem Öl und Marktverhältnisse.

850 **Schanz, M.** La culture de la menthe poivrée au Japon. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 55—57.)

Übersetzung des vorigen.

851. **Rombnrgh, P. van.** Over eenige verdere bestanddeelen van de aetherische olie van *Kaempferia Galanga* L. (Versl. Wis. Nat. Afdeeling K. Ak. Wetensch. Amsterdam, X, p. 621—628.)

On some further constituents of the essential oil of K. G. L. (Ib., VI, p. 618—620.)

852. Ylang Ylang auf den Philippinen. (Schimmel u. Co., Berichte, April 1902, auch Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 871—872.)

Geschichte, Verbreitung, Produktion, Anpflanzung, Destillation nach Chem. a. Drugg., März 1902.

853. **Hesse, A.** Über ätherisches Jasminblütenöl, VI. (Ber. D. chem. Ges. XXXIV, p. 2916.)

854. La préparation des essences d'Orangers. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 85—86.)

Wiedergabe eines Artikels des Pharmaceutisch. Weekblad.

855. Petitgrainöl in Paraguay. (Schimmel u. Co., Berichte, April 1902, auch Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 814—815.)

856. **Moller, A. F.** Calabassen-Muskatnuss (*Monodora myristica* u. *M. grandiflora*). (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 88—40.)

M. tritt für die Selbständigkeit beider Arten ein und erwähnt kurz die anderen afrikanischen Arten.

857. The Tonca bean (*Dipteryx odorata* Wild.) (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 84, 1902, 459.)

Anregung, den Baum in Trinidad zu kultivieren. In einzelnen Gegenden ist er bereits in fruchtenden Exemplaren vorhanden. Über Tr. gingen aus Venezuela in einem Jahr bis ult. März 1902 rund 287000 lbs. für 18800 £ fast ausschliesslich nach Nordamerika.

858. **Kelway, M. a Willis, J. C.** Camphor. (Roy. Bot. Gard. Ceylon Circ., 24, p. 825—848.)

859. Le camphre. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 106—114.)

Auszug aus vorigem.

860. **Schanz, M.** Japankampfer. (Tropenpflanzer, VI, 1901, p. 126—128.)

Behandelt Rückgang in Qualität und Quantität, Handelsusancen bezw. Wasser- und Ölgehalt, Monopol in Formosa, Beurteilung der Ware, Kampferöl.

14. Kautschuk.

861. **Warburg, O.** Les plantes à caoutchouc et leur culture. (Trad. compl. et annotat. par J. Vilbouchevich, Paris, 8°, 828 pp.)

Digitized by Google

862. **Romburgh, P. van.** Caoutchouc en Getah-Pertja in Ned-Indie, 1900. (Meded. s' Lands Platentuin, Bd. 39, 8°, 209 pp.)

868. **Hassack, K.** Der Kautschuk und seine Industrie. (Schrft. d. Ver. z. Verbr. naturw. Kenntn., Wien, XLI, 8°, 41 pp., 4 Taf., Wien [Braumüller].)

864. **Koschny, Th. F.** Aussichten für Kautschukkultur. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 32—34.)

Neuere Nachrichten über neu entdeckte Kautschukgebiete in Südamerika am oberen Amazonas veranlassen K., der damit verbundenen Annahme einer Überproduktion an wild gesammeltem Kautschuk entgegenzutreten. Der Bedarf an Rohkautschuk kann in Zukunft nur durch geordnete Anpflanzungen gedeckt werden. Die klimatischen Bedingungen für die wichtigeren Kautschukpflanzen werden kurz erwähnt.

865. **Schlechter.** Reisebericht der Guttapercha- und Kautschukexpedition nach den Südseekolonien. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 818—829, 872—882, 1 Abb., 457—471, 4 Abb., 539—548; VI, 1902, 218—234, 894—402.)

Sch. besuchte die wichtigeren Pflanzungen in Malakka (Ficus, Hevea): Perak, Penang (Kautschuk und Gutta); Singapore (Gutta); Sumatra (Deli Moeda 22000 Hevea, etwas Ficus, Castilloa, Manihot, Bocloe 21000 Ficus, 11000 Hevea, Laut Tador Ficus, Castilloa, Indragiri Gutta), Java (Gutta) und British Borneo (Gutta, etwas Kautschuk). Mit Ausnahme von Borneo erwiesen sich die Anlagen in guter vielversprechender Entwickelung. Über die Widerstandsfähigkeit und den reichen Ertrag von Ficus konnte er befriedigende Beobachtungen machen. Das langsame Wachstum von *Dichopsis*-Gutta fand er wiederum bestätigt. Als Zwischenkultur fanden sich Tabak, Maniok, Ananas. Zur Vertilgung der Imperata empfiehlt er *Passiflora foetida*. In Singapore konnte er sich ferner von der Wertlosigkeit des Milchsaftes folgender als Kautschukpflanzen genannten Pflanzen überzeugen: *Chilocarpus enervis* Hk. f. (vogelleimartig), *Parameria polyneura* Hk. f., *Urceola brachysepala* Hk. f., *Willoughbeia coriacea* Wall., *W. flavescens* Dyer. *Dyera* und *Alstonia* liefern überhaupt keinen Kautschuk. Dagegen erwies sich der Kautschuk (Getah grip ?) von *Willoughbeia firma* Bl. als reichlich und gut. Abgebildet ist eine Heveapflanzung in Wellesley, Malayische Halbinsel, *Dichopsis gutta*, Balam mera 4½ Jahr und *Dichopsis* spec., Balam beluka desgl. aus der Pflanzung in Indragiri. — Im Rhiouw-Archipel wurde starker Raubbau an Gutta festgestellt. Im Bismarckarchipel hatte die Nachforschung nach Gutta und Kautschukpflanzen keinen Erfolg. Dagegen befanden sich die Kaffee- und Kakaopflanzungen in befriedigendem Zustande. Für den Malayischen Archipel und Neuguinea ist *Ficus* der *Castilloa* vorzuziehen. In Neuguinea wurde eine Guttapercha von guter Qualität nachgewiesen, ebenso eine Liane, *Parameria (?)* mit gutem Kautschuk. Bericht über Anzapfungen der Pflanzungen *Castilloa*, *Ficus*, *Hevea* mit meist noch quantitativ ungünstigen Resultaten. Der Kautschuk wurde aber mit Ausnahme derjenigen von einer zu jungen Castilloa qualitativ für gut erklärt. Die neue Gutta aus Neuguinea wurde von verschiedenen Fabriken als gute Gutta III. Klasse bezeichnet. Die untersuchte Probe enthielt 61% Gutta, 35% Harz.

866. Kautschukexport aus Brasilien. (Tropenpflanzer, VI, 1901, p. 146.)

1899—1900 Para 19252 Tonnen, Manaos 7488, 1900—1901 14729 bez. 12921.

Digitized by Google

867. **Huber, J.** Observations sur les arbres à caoutchouc de la région amazonienne. 15 pp., Paris, 1902. (Ex. Revue des cultures coloniales, X, 1902, p. 97—105, 188—189.)

Hevea brasiliensis Müll. Arg., var. *augustifolia* u. *latifolia* Ule, *H. guyanensis* Aubl., *H. Spruceana* Müll. Arg., *H. lutea* Müll. Arg., *H. viridis* Huber. Periodisches Wachstum der Heveaarten, Vorkommen derselben, *Castilloa elastica* Cerv., *Sapium*-Arten. *S. biglandulosum* var. 2, *S. Marmieri* Hub., *Hancornia speciosa* Gom., Tapuru.

868. **Huber, J.** Notes sur les arbres à caoutchouc de la région de l'Amazone, 1902. (Bull. de la Soc. bot. de France, 1902, p. 48—50.)

869. **Ule, E.** Expedition nach den Kautschukgebieten des Amazonenstromes. (Notizbl. B. G. Berlin, III, p. 109—118, 129—184.)

870. **Barbosa Rodriguez, J.** As Heveas. 8°, 80 pp., mehrere Tafeln, 7 Tabell., Rio, 1900.

871. Les variétés du caoutchoutier du Para. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 145—146.)

Nach den Ansichten von Huber, Ule, Poisson, Derry, v. Romburgh.

872. **Gibot, P.** Le Caoutchouc au Rio-Beni. (Journ. d'Agricult. Trop., II, 1902, p. 855—859, 7 Abb.)

Vegetation und Ausbeutung der *Hevea* in Bolivien; die Bäume, die Werkzeuge.

878. Rubber trade in British Guiana. (Tropical Agriculturist, XX, 1901, p. 451.)

Bericht Quelch's über *Mimusops balata, Hevea Spruceana, H. brasiliensis, Sapium biglandulosum* u. *Forsteronia gracilis* aus Timehri 1900.

874. *Hevea brasiliensis.* (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 88 p., 420.)

Der Baum gedeiht fast überall gut in Trinidad; dass er nur in sumpfigen Gegenden oder an Flussufern fortkommt, ist danach unhaltbar.

875. Gummibaum-Kultur in Nicaragua. (Cons. Rep. d. deutsch. Kolonialblatt, 13, p. 101—102.)

876. **Guérin, René.** Le Caoutchouc à l'Hacienda Aguna. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 259—261.)

Kombinierte Kultur von Kautschuk und Kakao, verbunden mit Viehwirtschaft, Aufbewahrung der gewonnenen Milch im Eisschrank bis zur Verarbeitung. Herstellung wasserdichter Gewebe, Kautschuk als Zusatz zu Farben.

877. **Koschny, Th. F.** Die verschiedenen *Castilloa*-Sorten von Costarica. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 189.)

Drei Arten gehören zu *Castilloa elastica*, die vierte ist *C. Tanu* tanu oder Gutta percha genannt. Von den drei ersten hat die beste weissliche Rinde und gibt viel Kautschuk. die zweite schwarze wulstige Rinde reichlich Milch, verblutet aber leicht und die dritte rote spröde Rinde und wenig, aber gute Milch. Tanu (Mosquitowort) liefert viel erhärtenden Gummi. Die Samenverschicker halten die Sorten nicht auseinander.

878. **Koschny, Th. E.** Die Kultur des *Castilloa*-Kautschuks. (Tropenpflanzer Beih., II, p. 119—172, 1 Abb.)

879. Rubber planting in Costarica *(Castilloa elastica).* (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 82, p. 406—408.)

Mitteilung Koschny's an den Herausgeber der India Rubber world.

Digitized by Google

880. **Warburg, O.** Über *Castilloa*-Kultur in Mexiko, 1902. (Tropenpfl. VI, p. 589—590.)

Briefliche Mitteilung eines Pflanzers über Ertrag, Samenbeete und Anlage von Pflanzungen.

881. **Guérin, René.** Une Ferme à caoutchouc au Guatémala. La Finca el Baul. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 73—76, 2. Abb.)

Bringt Abbildung eines neuen Messers zum Anschneiden der Bäume.

882. **Tromp de Haas, W. R.** Sur la durée du pouvoir germinatif des graines de *Castilloa elastica*. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 341.)

Aus Teysmannia 1901, p. 442. In Holzkohle verwahrte Samen bewahrten die Keimkraft, während solche in trockener Erde und im luftleeren Raum vier Wochen nach der Ernte überhaupt nicht mehr keimten.

883. Bockkäferlarven als Schädlinge von *Castilloa elastica*. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 86.)

Auf der Moliwepflanzung in Kamerun.

884. *Castilloa*-Schädlinge in Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 201.)

Inesida leprosa ist als Schädling bekannt, *Metopodoutus savagei* ist wahrscheinlich harmlos.

885. *Castilloa* als Kakaoschattenbaum in Java. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 92 bis 98.)

886. *Castilloa* als Kakaoschattenbaum in Java. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 146.)

Nach einem Vortrag Gillivray's, gehalten in Malang, Java, stehen zusammengepflanzte Kakao (7 Jahr) und *Castilloa* (10 Jahr) gut. *Erythrina* und *Maniok* werden als vorläufige Schattenbäume, *Caesalpinia dasyrhachis* für Dauerschatten empfohlen.

887. Les plantes à caoutchouc indigènes de la peninsule malaise. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 108—111.)

Übersetzung eines Aufsatzes von Ridley aus dem Agric. Bull. of the Malay Peninsula No. 9.

888. Cultivation of India Rubber. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 88, p. 420—424.)

Bericht des Kommissars für die Einführung der *Hevea*-Kultur in Indien H. A. Wickham nach India Rubber and Gutta Percha Trades Journal. Die *Hevea* wächst darnach auch auf dem gut dränierten Waldplateau zwischen Tapajos und Madeira in mächtigen Exemplaren.

Von diesem wurde Material nach Kew für Indien gesandt. Er bespricht dann die Vorteile der *Hevea*-Kultur vor der anderer Kautschukpflanzen und die Gewinnung und Bereitung des Milchsaftes.

889. **Yersin.** La cultures des plantes à caoutchouc, les plantations à Java. (Rev. d. cultures coloniales, VIII, 1901, p. 46—50.)

Auszug a. d. bulletin économique de l'Indo-Chine, enthält meist Mitteilungen von Treub über *Ficus elastica*, *Hevea brasiliensis*, *Castilloa elastica*, Kautschuklianen *Landolphia*, *Willoughbeia*, die Yersin auf einer amtlichen Reise gemacht wurden, ferner Nachrichten über die Pflanzungen auf der malayischen Halbinsel (meist *Hevea*).

890. **Schlechter, R.** La culture du caoutchouc à Sumatra. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 207—210.)

Nach obigen Reiseberichten. No. 865.

Digitized by Google

891. *Castilloa*-Kautschuk aus Neu-Guinea. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 89—91.)

4 Gutachten über 8 Proben von 4jährigen Bäumchen. Der Kautschuk stellt eine gute Mittelsorte dar, ist aber noch zu harzreich.

892. Los latex que contienen Caucho. (Bol. Instit. fis.-geogr., Costarica, 1902, Anno 2, No. 14, p. 82—84.) (Traducido de „La Gazetta Coloniale", No. 2 de 1902.)

893. **Lecomte, Henri M.** Quelques observations sur la recolte du Latex. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 99—101, 8 fig.)

Beziehungen zwischen dem Verlauf der kautschukführenden Schläuche und den Einschnitten, im besonderen bei *Landolphia Heudelotii*.

894. **Leembruggen, W. G.** Een en ander over caoutchouc. (Teysmannia, 1901.)

895. Quelques considerations sur le caoutchouc. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 840—845.)

Übersetzung des vorigen.

896. **Hart, J. H.** La nature de la coagulation du caoutchouc. (Rev. d. culture colon., VIII, 1901, p. 81—85.)

Übersetzung eines Aufsatzes aus der India Rubber world, 1. X. 1900.

897. The nature of the coagulation of rubber. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 26, p. 294—298.)

Abdruck eines Artikels aus India rubber world, 1. X. 1900.

898. Rubber preparation. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 888.)

Durch einfaches Stehenlassen von Milchsäften wurde Kautschuk von besonders guter Qualität erhalten, allerdings unter erheblichem Gewichtsverlust.

899. Ein neues Instrument zur Kautschukgewinnung. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 605—606, 1 Abb.)

Ein von H. C. Praasterink erfundenes hohles Stemmeisen von 2,5 cm Breite, das in der Mitte eine ovale Öffnung hat und seitlich von dieser 2 Stifte zum Darunterhängen einer Schale.

900. Outillage pour saigner les *Heveas*. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 202—208, 1 Abb.)

Beschreibung und Abbildung des Parkinschen Instruments.

901. **Schlechter, R.** Westafrikanische Kautschukexpedition, 1899/1900, herausgeg. v. kolonial-wirtschaftl. Komitee. Gr. 8°, VII, 826 pp., 18 Taf., 14 Abb. i. T. Berlin (Mittler u. Sohn i. Komm.), 1901.

902. L'Industrie du caoutchouc à Sierra Leone. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 216—217.)

Übersetzung eines Aufsatzes aus dem Imper. Inst. Journal, VI, 1900, p. 826.

903. **Wildeman, E. de.** Quelques mots à propos du *Funtumia elastica*. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 74—76.)

Behandelt die bestehende Unsicherheit in der Erkennung und Unterscheidung der Pflanze von nahverwandten Arten.

904. *Kickxia*-Kultur in Kamerun. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 145.)

Wird als Allee- und Schattenbaum empfohlen.

905. *Kickxia*-Kultur in Kamerun. (Tropenpfl., 6, 1902, p. 428.)

Bericht über guten Stand und Entwickelung der Kulturen.

Digitized by Google

906. Kautschukkultur in Kamerun. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 889 bis 890.)

Kurzer Bericht über das günstige Gedeihen von *Mascarenhasia elastica*, *Hevea* und *Kickxia*, vor allem aber von *Castilloa elastica*.

Letztere soll in grösserem Masse, etwa 100000 Pflänzchen, ausgesetzt werden.

907. Kautschuk-Kultur in Kamerun. (Tropenpfl., 6, 1902, p. 308—309.)

Bericht über den guten Stand der *Kickxia*- und *Castilloa*-Kulturen, dagegen scheint *Ficus elastica* durch Bohrkäferlarven ernstlich gefährdet.

908. **Warburg, O.** Kautschukkultur in Kamerun. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 686—687.)

Bericht über den guten Stand der *Kickxia*-Pflanzungen. *Castilloa* litt sehr unter Bockkäferlarven, die Käferplage ist aber z. Z. verschwunden. Auffallenderweise haben die im tieferen Schatten stehenden Bäume fast gar nicht unter den Käfern zu leiden gehabt. In kleinen Mengen sind noch vorhanden *Mascarenhasia elastica*, *Hevea brasiliensis*, *Sapium utile* und *Ficus elastica*.

909. **Wildeman, E. de.** Observations sur les Apocynacées à latex receuilliées par M. L. Gentil dans l'État Indépendant du Congo en 1900. 8°, 88 pp., Brüssel.

910. Quelles sont les plantes qui produisent les divers caoutchoucs du Congo. (Bull. soc. d'études colon., 1901, p. 256—266.)

911. Une exploitation de caoutchouc au Congo belge. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 275—277.)

Beschreibung der Kautschukgewinnung und -Kultur am Kongo nach Lapière im „Congo belge“ No. 88.

912. **Moller, F. A.** Kautschukexport in Benguela. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 98.)

Berichtet über den Rückgang der Ausfuhr von 1899 auf 1900 um etwa $^1/_3$.

918. **Teissonnier.** Les plantes à caoutchouc au jardin d'essai de Conakry. (Rev. des cult. colon., IX, 1901, p. 182—186.)

Bespricht *Castilloa elastica*, *Hevea brasiliensis*, *Manihot Glaziowii*, *Landolphia Heudelotii* und bildet von den ersten drei junge Pflanzen ab.

914. Rendement en cautchouc du *Manihot Glaziowii (Ceara)*. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 77—79.)

Bericht des Versuchsgartenleiters Teissonnier in Kamayen, franz. Guinea. Für die Kolonisten erscheint der Anbau im grossen vor der Hand nicht empfehlenswert, wohl aber für die Eingeborenenkultur.

915. Rubber in Rhodesia. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 81, p. 887.)

Bericht des Major Colin über die drei Gummipflanzen Rhodesias *Landolphia florida*, *Kickxia elastica*, *Carpodinus lanceolata* aus dem India Rubber and Gutta Percha Trades' Journal.

916. **Harding, C.** Le caoutchouc en Rhodésie. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 18—21.)

Cf. Bull. misc. inf. Trinidad. No. 915.

917. **Wilkinson, A.** Le caoutchouc au Natal. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 215—216.)

Trop. Agric., Mai 1902.

Digitized by Google

918. *Ceara*-Kautschuk aus Westafrika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 888.)

Zwei Proben *Ceara* aus fruchtbaren Gebieten (St. Thomé) wurden von sachverständiger Seite als befriedigend beurteilt.

919. Le caoutchouc du *Manihot Glaziovii* dans l'Afrique orientale allemande. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 54—55.)

Wiedergabe von 918.

920. **Cardozo, M. Augusto.** Le rendement du *Manihot Glaziovii* à Inhambane. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 7—9.)

Versuchszapfungen ergaben bei einem 8—9jährigen Baume 260 g und lassen 1 kg per Jahr erwarten. Es sind 80000 zweijährige Bäume vorhanden.

921. *Ceara*-Kautschukkultur in Deutsch-Ostafrika, 1902. (Tropenpfl., Jahrg. VI, 1902, p. 869—870.)

Der Kautschuk der fünfjährigen Bäume ist brauchbar und hat einen nennenswerten Handelswert, muss aber nicht zu Bällen, sondern wie der *Ceara* in Brasilien geformt werden.

922. **Thoms, H. u. Mannich, C.** Kautschuk von *Manihot Glaziowii* in Deutsch-Ostafrika.

Günstige Beurteilung des Produkts von der Donde-Barrikiwa-Pflanzung

928. Note pour contribuer à la vulgarisation du *Manihot Glaziowii* (ceara) en Annam. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 212—215.)

Anregung der landwirtsch. Abteilung des Gouvernements unter Hinweis auf gemachte Erfahrungen.

924. **Heim.** Les caoutchoucs du Laos. (Monit. ind., 1901, p. 47—48.)

925. De la production du Caoutchouc au Laos. (Rev. eaux et forêts, 1902, Ann. 6, p. 85—87.)

926. Le *Ficus elastica* en Annam. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 218—221, 279—282, 5 fig.)

Z. T. übernommen aus Bull. économique de l'Indo Chine enthält Geschichtliches, Ertrag der vergleichenden Zapfversuche, Ernte und Erntebereitung — durchschnittliche Menge $^1/_2$ kg für 2 Ernten per Jahr und Baum ergibt 62 Frs. für den ha zu 156 Bäumen, das kg zu 8 Frs. bewertet, Vermehrung aus Stecklingen, Pflanzung und Kultur. Den Schluss bildet eine vergleichende Zusammenstellung der Redaktion mit Resultaten aus Java und Assam. Abgebildet sind die Instrumente für die Gewinnung des Kautschuks und die Behandlung der Stecklinge.

927. **Pierre.** Sur les plantes à caoutchouc de l'Indo-Chine. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 225—229.)

928. **Jumelle, H.** Le *Xylinabaria reynaudi*, liane à caoutchouc du Tonkin. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 361—364.)

929. L'Exploitation des lianes à Caoutchouc en forêt dans le Nord de l'Annam. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 274—275.)

Bericht aus dem Bull. économique de l'Indo-Chine, Okt. 1900 über die Gewinnung des Lianenkautschuks durch die Eingeborenen.

930. **Manson, F. B. u. Wyllie, J. A.** Culture du caoutchouc en Birmanie. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 40—42.)

931. **Jumelle, H.** Sure une liane à caoutchouc de l'Indo-Chine. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 10—11.)

Die von Capus *Ecdysanthera* genannte Liane ist *Parameria glandulifera* Benth.

Digitized by Google

982. **Jumelle, H.** Sur une liane à caoutchouc de l'Indo-Chine. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 862.)

Korrespondenz Acharts und Jumelles bezüglich obiger Bestimmung.

983. **Heim, F.** Contribution à l'étude botanique des lianes caoutchoucifères de l'Indo-Chine française, 1901. (C. R. Ass. franç. Av. Sc., 30 me Sess., 1re Pt., p. 129—130.)

984. **Quintaret, G.** Deux lianes à caoutchouc d'Indo-Chine. (C. r. A. Sc. Paris, Febr. 1902; Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 206—208.)

Erkennt die Jumellesche Pflanze mak-khao-ngua als *Ecdysanthera micrantha* DC., eine zweite mit sehr gutem Kautschuk wurde als *Micrechites napeensis* Quint bestimmt.

985. **Curtis, C.** The Penang Gardens Rubber Tree *(Hevea brasiliensis).* (Agric. Bull. Straits Federated Malay States, 1902, vol. I, p. 884—886, 1 Pl.)

986. The Charduar Rubber plantation, Assam. (Tropical Agriculturist XX, 1901, p. 453—456.)

Auszug aus einem Bericht über den Stand in den Assamgummipflanzungen 1899—1900, mit Mitteilungen über Resultate bei Anschlagen derselben Bäume in zwei aufeinanderfolgenden Erntezeiten, Wirkung verschiedener Werkzeuge, neu konstruiertes Werkzeug, Art der Einschnitte, Qualität und Wert des Gummi, Verpackung des Produkts und Rentabilität der Pflanzungen.

987. **Curtis, C.** Para rubber in the Straits Settlements. (Agr. Bull. Malay. States, I, p. 193—194.)

988. **Hua, H.** Quelles espèces produisent le Cautchouc du Dahomey, d'après les documents fournis par M. L. Tester. (Bull. Mus. d'Hist. nat., 1901, p. 62—68.)

989. **Hua, H. et Chevalier, A.** Les Landolphiées (lianes à cautchouc) du Sénégal, du Soudan et de la Guinée française. (Journ. de Bot., XIV, 1901, p. 1—9, 62—72 u. 116—120.)

940. **Hua, H.** Le plus ancien échantillon connu de la liane à caoutchouc du Sénégal. (Bull. Mus. d'hist. nat., p. 79—80.)

Eine von Adanson 50 Jahre vor der Aufstellung der Gattung *Landolphia* und 100 Jahre vor der ersten Beschreibung von *L. Heudelotii* auf seiner Senegalreise unter dem Namen „Toll" gesammelte Pflanze wurde von Hua als *L. Heudelotii* im Pariser Herbarium erkannt.

941. Landolphien-Kautschuk (*Landolphia ovariensis?*) vom Kamerun-Gebirge. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 539—541.)

Beschreibung der Gewinnung und Verbreitung, befriedigendes Gutachten über den Wert.

942. **Hua, H.** *Castilloa* zwischen arabischem Kaffee. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 542.)

Interessante Experimente im grossen über die Zweckmässigkeit und Rentabilität dieser Anlage; über die Ergebnisse wird später berichtet werden.

943. **Hua, H.** Étude botanique sur les *Landolphia* considérés comme producteurs de caoutchouc au Gabon 1902. (Revue des cultures coloniales, XI, 1902, p. 321—328.)

944. **Hua, H.** Le *Landolphia Pierrei*, espèce nouvelle du Gabon, considerée comme pouvant fournier du caoutchouc, 1902. (C. R. Acad. Sci. Paris, 85, p. 868—870.)

945. **Wildeman, E. de.** Notes sur un nouveau Landolphia *(Landolphia Laurentii* de Wild.) de l'état indépendant du Congo. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 229—230.)

Digitized by Google

Nach den Mitteilungen des Einsenders soll der Milchsaft nicht gleich koagulieren und die Pflanze selten sein.

946. **Gruner.** Über Togokautschuk. (Notizbl. kgl. B. G. Berlin, III, p. 184—186.)

947. Wurzelkautschukbereitung im Kongostaat. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 440—441.)

Mitteilung der Lokalregierung des Kongostaats über die Gewinnung und Koagulation des Wurzelkautschuks, die im wesentlichen den durch Baum und Laurent gemachten Beobachtungen entsprechen.

948. Le caoutchouc des racines dans le district de Kunene. (Rev. cult. colon., VIII, 1901, p. 151—158.)

Übersetzung der Baumschen Mitteilung aus Tropenpflanzer, IV, 1900, No. 10.

949. **Busse, W.** Über die Stammpflanze des Donde-Kautschuks und ihre praktische Bedeutung. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 408—410, 1 Abb.)

Nach kurzem Hinweis auf die vorhandene Anlage einer Versuchsfarm für Kautschukpflanzen im Dondelande (meist *Manihot Glaziowii*) gibt B. eine Beschreibung und Abbildung der wichtigsten einheimischen Gummipflanze *Landolphia dondeensis* Busse n. sp. nebst Bemerkungen über den ev. Anbau derselben. Um Verwechslungen zu vermeiden, wird die ebenfalls im Lande verbreitete, aber unbrauchbare *L. parvifolia* K. Sch. kurz beschrieben.

950. **Busse, W.** La plante productive du caoutchouc donde, et sa signification pratique. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 213—217.) Übersetzung von 949.

951. Kautschuk von *Clitandra kilimandjarica* Warb. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 85.)

Kommt etwa den sog. Nyassabällen gleich.

952. Sur une nouvelle liane à Cautchouc du Kilimandscharo *(Clitandra kilimandjarica* Warb.). (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 45—46.)

Übersetzung einer Mitteilung aus dem Tropenpflanzer, 4, 1900, p. 618.

958. African Rubber (*Landolphia Kirkii*). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 82, p. 405—406.)

Wiedergabe einer Notiz über Verbreitung und Gewinnung aus der Gazette, Zansibar, 14. August 1901.

954. **Jumelle, H.** Le *Landolphia tenuis*, petite liane à caoutchouc de Madagascar. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 298—299.)

955. **Jumelle, H.** Les plantes à caoutchouc du Nord-Ouest de Madagascar. (Rev. gén. d. Bot., p. 890, XIII, p. 289—306, 4 fig.)

956. Le Traitement des écorces de lianes à caoutchouc. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 309—310.)

Nach im Bull. économique de l'Indo-Chine Oct. 1900 mitgeteilten Versuchen gibt es in den Wäldern Annams Kautschuk liefernde Lianen aus der Gattung *Ecdysanthera*, Khua-mak-khau-ngua, die ca. 5—6% Kautschuk liefern. Sie werden zur Ausbeute empfohlen, ehe man mit Pflanzungen von *Hevea* etc. beginnt. Cf. No. 931—938.

957. **Godefroy, Lebeuf A.** Méthode nouvelle de culture des Lianes à caoutchouc pour l'exploitation de leurs écorces. Paris, 1901.

958. **Arnaud.** Visite a une usine installée pour le traitement mécanique des écorces à caoutchouc. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 186—189.)

Digitized by Google

Beschreibung des Arnaud-Verneuilschen Verfahrens. Die Rinden werden zerkleinert und dann ausgekocht.

959. **Thoms u. Mannich.** Recherches sur des écorces séchées de *Landolphia*. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 218—219.)

960. **Thoms, H.** und **Mannich, C.** Untersuchung getrockneter *Landolphia*-rinde. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 448.)

Die Rinde enthält 2—8,5 % brauchbaren Kautschuk, die Gewinnung erscheint aber wenig rentabel.

961. **Arnauld.** Recherche et dosage du Caoutchouc dans quelques Lianes africaines. (Bull. Mus. Hist. Nat. Paris, p. 69—74.)

962. **Arnauld.** Machines pour découper le Caoutchouc. (Journal d'Agricult. Tropicale, II, 1902, p. 291—292, 1 Abb.)

968. **Ferry, H. L.** The valuation of raw rubber. (Tropical Agriculturist, XX, 1901, p. 456—457.)

Kurze Anregung zum Übergang von der rein äusserlichen Qualitätsbestimmung des Rohgummis zu wissenschaftlichen Methoden (Feststellung der Zerreibungs- und Durchbiegungsfestigkeit etc.), wie sie bereits in Deutschland vielfach üblich sind.

964. **Block, M. R. J.** À propos de caoutchouc. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 89.)

Kurze Rentabilitäts- u. Ertragsangaben von *Ficus elastica* in verschiedenem Alter und von *Castilloa elastica* ohne Angaben über Anlage- und sonstige Unkosten, nach de Nieuwe Gids de Malang Java Mai 1901.

965. **Decorse, J.** Notes sur quelques plantes de L'Androy. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 65 - 70, 8 Abb., p. 105—110.)

Einige nicht näher bestimmte Euphorbien Madagaskars, deren Milchsaft Interesse erregt, Famata, Befotsy, Famata-Mainty, Arahaka; eine Liane Folotsy, und 2 Kautschukpflanzen Kapoky und Herotra fotsy oder Intisy.

966. Kautschukartige Stoffe aus S. Thomé. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 315—316.)

Cata Grande, *Tabernaemontana angolensis* Stapf; Obota, *Ficus*; Mussanda, *F. thomeensis* Warb.; Pau cadeira, *Kickxia africana* Benth.; Zamumu; Pau leite; Pago olho do matto; Pago olho da Praia liefern sämtlich nur geringwertige Produkte, die höchstens als Surrogate in Frage kommen.

967. Gutta rambong (*Ficus elastica*) à Malacca. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 148—152.)

Übersetzung aus dem Agricultural Bull. of the Straits and Malay States, 1. Febr. 1902. Besuch einer Pflanzung, Anzapfen der Bäume, Gewinnen des Kautschuks mit einer Zentrifuge, guter Marktwert des Gummis.

968. **Jumelle, H.** Les *Sapium* à caoutchouc. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 167—172.)

Tritt gegenüber den Angaben von Preuss für die gute Qualität des Kautschuks der verschiedenen *Sapium*-Arten ein. Tapuru ist wahrscheinlich ebenfalls ein sehr guter *Sapium*-Kautschuk.

969. **Jumelle, H.** Un *Siphocampylus* (*giganteus* Don.) à caoutchouc de L'Équateur. (Rev. d. cult. colon, XI, 1902, p. 5—7.)

14. Gutta-Percha.

970. **Schlechter, R.** Reisebericht der Guttapercha-Kautschuk-Expedition nach den Südsee-Kolonien. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 22—30.)

Digitized by Google

1. Bericht einer Reise ins Innere von Borneo mit Mitteilungen über die Guttaverhältnisse und Schilderung der Gewinnung der Gutta cf. oben No. 865.

971. **Ritsema van Eck, C. R. S.** Die Anpflanzungen von Guttapercha (*Palaquium oblongifolium*) in der Residentschaft Banjoemas auf Java. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 874.)

Auszug aus der Tijdschr. v. Nijverheid en Landbouw in Nederl. Indie, LXIV, IV. Übersicht über Alter und Anzahl der Bäume und Zusammenstellung der Rassen.

972. **Burchard, W.** Über Vorkommen und Kultur des Guttapercha. (Tropenpfl., VI, 1901, p. 112—119.)

Bezweckt Hebung des Interesses in Deutschland für diesen Zweig der Tropenkultur und Anregung zur tatkräftigen Beihilfe.

973. **Verne, C.** Cultures des arbres à Gutta à Malacca et aux Indes néerlandaises. (Annales de l'Inst. Colon. Marseille, IX, 1901, fasc. 2.)

974. **Demilly, M.** Multiplication du *Palaquium gutta* Burck. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 81—82.)

Auszug aus dem Journ. d. l. Soc. nation. d. Hortic., 1902, p. 354ff.

975. **Bernard, Maurice.** Die Wertbestimmung der Guttapercha. (Pharm. Centralh., 1902, Jahrg. 43, p. 569—570.)

976. **Warburg, O.** Guttaperchakultur in Kamerun. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 561—564.)

Bericht über die ersten Anfänge und ihre Aussichten.

977. **Preuss, P.** Guttapercha aus Mittel-Amerika. (Tropenpfl., V, 1901, p. 101—105, Abb.)

P. beschreibt und gibt eine Abbildung von *Tabernaemontana Donnell Smithii* Rosc., Cojon de Puerco, aus deren Früchten ein guttaähnlicher Milchsaft gewonnen werden kann. Die Analyse von Thoms und Mannich ergab, dass das Produkt recht wohl als Ersatz für Guttapercha verwendbar erscheint. In heissem Aceton lösen sich 56 %. Der Rückstand löst sich fast ganz in Chloroform und gibt eine fast weisse, bei 100° noch nicht schmelzende, sehr zähe Masse.

978. Gutta-Percha de l'Amérique centrale. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 842—844.)

Übersetzung des vorigen.

979. Guttapercha aus *Tabernaemontana*. (Tropenpflanzer, VI, 1902, p. 488—485.)

Das Produkt aus den Früchten von *Tabernaemontana montana* aff. *laeta* Mart., *T. grandiflora* Jacq. und *T. amygdalifolia* Jacq. (für diese z. T. auch aus der Rinde) zeigte kaum guttaähnliche Eigenschaften und infolgedessen nur geringen Wert. Vielleicht ist die unzweckmässige Verpackung etc. Schuld.

980. **Thoms, H.** und **Mannich, C.** Untersuchung guttaperchaähnlicher Stoffe aus Süd-Amerika. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 89—90.)

Untersucht wurden die Milchsäfte von *Brosimum Galactodendron*, Palo de Vaca, von *Euphorbia caracasana* und von einer Cardon genannten Pflanze aus Venezuela, sowie von *Perebea macrophylla* aus Bolivien. Die Analysen hatten relativ wenig günstige Ergebnisse.

981. Recherche sur les produits analogues à la Gutta-Percha provenant de l'Amerique du Sud. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 181—188.)

Wiedergabe obigen Artikels aus dem Tropenpflanzer.

Digitized by Google

982. Guttaperchaähnliche Masse *(Macaranga Reineckii)* aus Samoa. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 282—288.)

Die Masse enthält fast 20 % anorganische Stoffe und ist als Guttaersatz kaum verwendbar. Der Baum heisst auf Samoa Mamalava.

983. Guttapercha von *Tabernaemontana.* (Tropenpfl., VI, p. 95—96.)

Die wahrscheinlich von *Tabernaemontana Donnell Smithii* stammende Probe stellte keine gute Gutta dar. (78 % Harz.)

984. **Wildeman, E. de.** Sur le „Myondo-Golo" ou *Diplorrhynchus angolensis* Buttn. (Rev. d. cult. colon.. X, 1902, p. 139—142.)

Liefert guttaähnliche Masse, die ev. bei rationeller Gewinnung Handelswert erlangen kann.

985. Gutta Percha from a chinese tree (*Eucommea ulmoides* Oliver). (Kew Bull., 1901, p. 89—94.)

986. Gutta Rambong in Malacca. (Agr. Bull. Malay States, I, p. 185 bis 188.)

987. Gutta Jelutong. (Agr. Bull. Malay States, I, p. 188.)

15. Balata.

988. **Engelhardt, E.** Balataproduction in Venezuela. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 285—286.)

In 1900 wurden von Ciudad Bolivar ca. 12000 dz gegen 7500 dz in 1899, meist Blockbalata, ausgeführt.

989. Extraction et préparation du Balata au Surinam. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 165—166.)

Nach Preuss, Reisebericht cf. No. 88.

990. **Mannich, C.** Chemische Untersuchung der Blätter des Balatabaumes. (Tropenpflanzer, V, 1901, p. 391—392.)

Die Balatablätter enthalten etwa 5 % eines der Balata wenig ähnlichen, praktisch kaum verwertbaren Produkts.

991. Balata seeds (*Mimusops globosa* Gaertn.). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1902, 82, p. 415.)

Die Samen keimen sehr langsam und unregelmässig, manche oft erst nach vielen Monaten. Grund wahrscheinlich Hartschaligkeit.

992. **Vuillet, J.** Etude du Karité, considéré comme producteur du Gutta. Paris (André), 12°, 36 pp., Phot. dess.

16. Zucker, Alkohol.

998. La Réunion annuelle des planteurs de canne à sucre de Java. (Rev. d. cult. colon., VIII, 1901, p. 244—246.)

Auszug aus einem Briefe Dutchemans an den „Louisiana Planter". Behandelt in erster Linie eine neue Krankheit „dong Kellan", deren Ursache noch nicht feststeht, und ferner die Schaffung neuer Rassen und Aussaaten.

994. **Barber, C. A.** The sugar cane in the South Arcot district. (Dep. of the Land Records and Agric. Madras, Bull. 39, p. 154—156, 1 fig.)

995. **Benson, C.** The Sugar cane of Madras. (Dept. of Land Records and Agriculture, Madras, 1902, vol. 2, Bulletin No. 46, p. 286—259. Madras [Government Press], 1902.)

996. **Stephan, Charles.** L'industrie sucrière au Mexique. (Industrie, XXIII. p. 200—201.)

Digitized by Google

997. **Landes, G.** L'avenir de la canne à sucre à la Martinique. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 257—262, 289—298, 321—326, 354—358; X, 1902, p. 1—7.)

1. Bourbon und die Neuzüchtungen in den Zuckerrohr bauenden Ländern. 2. Einführung von neuen Rassen in Martinique und ihre Folgen. 3. Die Pflanzungen und die zentrale Zuckerfabrik.

998. **Tinardon, M.** Rapport sur l'industrie sucrière en Egypte. Culture de la canne à sucre et de la betterave, 1902. (Ann. Min. Agric., Ann. 21, No. 2, p. 451—485.)

999. Cane seedlings on poor land. (Bull. misc. inform. Bot. Dept., Trinidad, 1901, No. 26, p. 291—292.)

Auszug aus Percivals Agricultural Botany.

1000. **Sanssine, G. et Thierry, A.** L'assolement canne à sucre et indigo. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 34—45.)

Empfehlen Koppelwirtschaft zwischen Indigo und Zuckerrohr, um die Kosten für jedes einzelne zu verringern, ferner rationellere Darstellung des Indigotins.

1001. **Reichel, Fr. V.** Einiges über Zuckerrohr und Batatenkultur, 1902. (Tropenpfl., VI, 1902, p. 590—591.)

Im Gegensatz zu den Bernegauschen Mitteilungen schlägt R. einfachere von den Eingeborenen Südamerikas geübte Pflanzmethoden vor.

1002. **Main, F.** Moissonneuses pour Canne à sucre. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 294—296, 1 Abb.)

Die Ernte mit dem Messer, mechanische Apparate von H. Paul, J. A. Smith, J. A. Edwards, S. B. L. Faldt.

1003. Moulin contre Diffusion. (Journ. d'Agric. Trop., II, 1902, p. 362 bis 368.)

Für Zuckerrohr nach Prinsen Geerligs.

1004. **Kamerling, Z.** De waterverzorging van de Rietplant. (Versl. 1900 proefst. v. Suikerriet West Java „Kagok", p. 43—48.)

1005. **Kobus, J. D.** Bemestingsproeven in cultuurbakken. Medd. v. h. Proefstat. Oost Java. Arch. Java Suikerind., 8°, 25 pp., Soerabaia (Ingen).

1006. **Kobus, J. D.** Proeven omtrent plantwijdte en bemesting bij suikerriet. Medd. proefst. Oost Java. Arch. Java Suiker-Ind., Afl. 14, 4°, 25 pp., Soerabaia (Ingen).

1007. **Navarrete, A.** Las Raices de la Caña de Azucar. (Bot. Instit. fis. geogr. Costarica, 1902, Ann. 2, p. 52—55.)

1008. **Kobus, J. D.** Onderzoekingen naar aanleiding van de uitbarsting van den Kloet., 1902. (Archief voor de Java-Suikerindustrie, Afl. 8, 12 pp.)

1009. **Kobus, J. D.** Kiemproeven, 1901. (Arch. voor Java-Suikerindustrie, 1902, p. 721—788, 1 pl.)

1010. **Kobus, J. D. en B. Bokma de Boer.** De resultaten der in 1901 genomen kruisingsproeven. (Mededeelingen v. h. proefstation Oost-Java, 1902, Derde Serie, No. 42. Overgedrukt uit het Archief voor de Java-Suikerindustrie, Afl. 21, 8°, 8 pp.)

1011. **Kobus, J. D.** Selectie van suikerriet. (Med. v. h. Proefstation Oost-Java, Ser. III, No. 24. Overgedr. uit h. Arch. v. d. Java suikerindustrie, 1901, Afl. 6, 4°, 28 pp., Soerabaia [H. v. Ingen], 1901.)

Digitized by Google

1012. **Kobus, J. D.** en **B. Bokma de Boer.** Selektie van Suikerriet (Selektion von Zuckerrohr) 1902. (Archief voor Java-Suikerindustrie, 1902, Afl. 16/17.)

1013. **Kobus, J. D.** u. **van Haastert, I. A.** Vergelykende cultuurproef met verschillende Zaadriet-varieteiten. Arch. Java-Suikerind., Afl. 20, p. 918. (Med. Proefst. Oost-Java 82, 8°, 20 pp. Sorabaia [Ingen].)

1014. **Kobus, J. D.** Voedselopname van verschillende riet-varieteiten. (Medd. v. h. Proefstation Oost-Java, Derde Serie, 1901, No. 28. — Overgedrukt uit het Arch. v. d. Java suikerindustrie 1901, Afl. 4, 4°, 9 pp. Soerabaia [H. v. Ingen], 1901.)

1015. **Kobus, J. D.** Die chemische Selektion des Zuckerrohrs. (Ann. d. Jardin d. Buitenzorg, XVIII, 1901, I.)

Der Zuckergehalt im allgemeinen steigt mit dem absoluten Gewicht des Rohrs. Schwere Pflanzen geben schwerere Nachkommen.

1016. Seed Cane (Extract). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 29, p. 352—358.)

Auszug aus dem Hawaiian Experiment Station Report, der den Vorteil und den guten Erfolg von der Verwendung nur einäugiger Zuckerrohrstecklinge schildert.

1017. Seedling sugar canes at Experiment Station. (Bull. misc. inform. Trinidad, 1902, No. 34, p. 454—456.)

Vergleich der Erträge von Trinidad- mit Barbados-, Demerara- und Bourbonrohr.

1018. Variabilité des cannes à sucre. (Journal d'Agriculture Tropicale, V, 1902, p. 11—12.)

Auszug aus dem Westind., Bull., II, p. 216—228.

1019. **Prinsen-Geerligs, H. C.** Resultaten van onderzoekingen naar den snellen achteruitgang in kwaliteit van sommige suikers. (Versl., 1900, proefst. Suikerr. West Java, Kagok, p. 48—51.)

1020. **Howard, Albert.** Le *Thielaviopsis* et la Sélection de la canne. (Journal d'Agriculture Tropicale, II, 1902, p. 171—174.)

Pilzkrankheit.

1021. **Howard, A.** The field treatment of Cane Cuttings in reference to fungoid diseases. (West Indian Bull., III, 1902, p. 78—76.)

1022. **Landes, Gaston.** Le borer *(Diatraea saccharalis* Fabr.) et la canne à sucre aux Antilles françaises. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 97—108.)

1028. *Calonectria gigaspora* Massee (nov spec.). (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 885.)

Der Pilz wurde am Zuckerrohr in den Bohrlöchern eines Insekts gefunden. Bis jetzt ist über Schädigungen nichts bekannt geworden.

1024. Cost of sugar Cane Cultivation. (Bull. Bot. Dept. Jamaica, IX, 1902, p. 56—58.)

1025. **Geschwind, L.** Le sorgho à sucre. (Rev. d. cult. colon., XI, 1902, p. 51—54.)

Aus einem Vortrag, gehalten auf Internat. Kongress für Angew. Chemie.

1026. **Battandier, J. A.** Production abondante de manne par des oliviers. (Journ. de pharm. et chim., Sér. VII, 1901, p. 177—179.)

1027. Eine Methode zur Gewinnung von Zucker und Alkohol aus Holz. (Österr. Forst- und Jagdztg., 1902, Bd. 20, p. 10—11.)

Digitized by Google

1028. **Höck, F.** Getränke liefernde Pflanzen, ihre einstige und heutige Verbreitung und ihre Erzeugnisse. (Nat. Wochenschr., 16, 1901, p. 201—209.)

1029. **Main, F.** Production et utilisation de l'alcool aux colonies. (Rev. d. cult. colon., X, 1902, p. 172—174.)

1030. Fermentation of beer and wine in the tropics. (Bull. misc. inform. Bot. Dept. Trinidad, 1901, No. 27, p. 884—885.)

Kurze Auseinandersetzung, dass unter peinlichster Wahrung der Keimfreiheit der zu vergärenden Säfte etc. mit guten Reinhefen die Erlangung brauchbarer Weine und Biere in den Tropen wohl denkbar ist.

1031. **Inui, T.** Untersuchungen über die niederen Organismen, welche sich bei der Zubereitung des alkoholischen Getränkes „Awamori" beteiligen. (Journ. Coll. of Sc. Imp. Univ., Tokyo, Japan, XV, pt. 8, 1901, p. 465 bis 478, Tf. XXII.)

17. Verschiedenes.

1032. **Grisard, Jules.** Produits et utilisations du rondier (*Borassus flabellifer* L.). (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 281—287.)

Beschreibung, Vorkommen, Holz, Saft, Wein, Zucker (Jagre), Produktion 2000000 kg Zucker p. a., Export 1898 ca. 350000 kg, Alkohol, Gummi, Blätter. Früchte, Samen, Kerne, Wurzeln, Kultur.

1033. Le palmier nain *(Chamaerops humilis)* (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 110—114.)

Eigenschaften und Verwendung. Liefert Mehl, Gemüse, Fasern für Hutfabrikation, Papier und Polstermaterial, Wurzel Gerbstoffe, Fruchtkerne Schmucksachen.

1034. **Wildeman, E. de.** À propos du „Lalo" ou *Balanites aegyptiaca* A. Del. (Rev. d. cult. colon., IX, 1901, p. 326—327.)

Hinweis auf den Nutzen der Pflanze, Ölfrüchte, Nutzholz.

1035. **Tsukamoto, M.** On „Kaki-shibu" a fruit juice in technical application in Japan. (Bull. of Coll. of Agr., Tokyo, Imp. Univ., XIV, p. 329—335.)

Digitized by Google

Autoren-Register.

Die Zahlen hinter der II beziehen sich auf den zweiten Band.

Aaronsohn, A. 867. — II, 848.
Abba, F. 267.
Abbado, M. 97.
Abbott, A. C. 288.
Abraham 808, 400.
Abrams, L. R. 525, 526.
Abromeit 848, 898, 899, 400. — II, 707.
Achalme, P. 283.
Acloque, A. 45.
Adamovic, L. 487. — II, 645.
Adams, Ch. C. 518.
Ade, A. 418. — II, 708.
Aderhold, R. 75, 76, 97, 128. — II, 414, 418, 422,
Adlerz, G. II, 815.
Agardh, C. G. II, 808.
Ahern, G. P., II, 862.
Ahrens, F. B. 59. — II, 1.
Aigret, Cl. 469.
Aitchison, James Edward Tierney II, 808.
Albert, A. 679, 680.
Albert, F. 685. — II, 822.
Albert, R. 59.
Alboff, N. II, 725.
Alder, J. II, 515.
Aldridge, John II, 808.
Alldridge, T. J. II, 824.
Alekseenko, Th. II, 718.
Alisch 76.
Allard, F. 476.
Allard, G. 57.
Allen, Charles Grant Blairfindie II, 808.
Allen, E. T. 689. — II, 861.
Allen, W. J. 866, 867. — II, 840, 848.
Allescher, A. 41.
Alliot, H. 59.
Allison, A. 520. — II, 821.
Allman, George James II, 804.
Almera, J. II, 732.
Aloy, J. 808.
Alpers, F. 598.
d'Alverny, A. 778.
Amann, J. II, 804.
Amberg, O. II, 857.
Ament, W. 385, 590.
Amon 872.
Anastasia, G. E. 98. — II, 856.
Anderson, Alexander II, 804.
Anderson, A. P. 17, 98.
Anderson, G. II, 705.
Anderson, John II, 804.
Andersson, Gunnar 445, 458. — II, 95.
André, Ed. 642.
André, G. II, 626.
Andrews, A. J. II, 782.
Andrews, A. Le Roy 281.
Andrews, C. R. P. II, 716.
Andrews, Frank Marion II, 670.
Andrews, L. 515. — II, 720.
Andrlik, K. 808.
Angeloni, L. II, 858.
Angstein, Ch. II, 726.
Ankersmit, K. 469.
Ankert, H. 488.
Anthony, C. E. II, 677, 708, 725.
Appel, O. 92, 827, 847, 671. — II, 259, 884.
Apjohn, Mrs. II, 804.
Apstein, C. II, 100, 101.
Arber, E. A. N. II, 782, 768.
Arcangeli, E. 677. — II, 848, 788.
Archenegg, A. N. v. II, 788.
Archer, William II, 804.
Archibald, S. 465. — II, 706.
Arechavaleta, J. 586, 590.
Arendsen-Hein, S. A. 129. — II, 417.
Areschoug, F. W. C. 887. — II, 295.
Arieti, G. 76.
Arloing, F. 269.
Armitage, E. 220, 468. — II, 488.
Armitage, Miss II, 785.
Arnaud, H. 685. — II, 891.
Arnaud, II, 892.
Arndt, F. 884.
Arnell, W. 248.
Arnold, F. II, 804.
Arnold, Ferdinand II, 804.
Arnold, Thos. II, 785.
Arnott, S. 701.
Artari, A. II, 91, 121, 256,

Digitized by Google

Arthur, J. C. 82, 88, 105, 106, 107, 511, 708. — II, 898, 402, 408.
Arvet-Touvet, C. 671.
Arvet-Touvet, M. 421.
Arzichowsky, W. II, 185.
Ascherson, P. 348, 887, 888, 890, 397, 402, 408, 671.
Ashe, W. W. 505, 515, 517.
Asher, L. 72.
Aso, K. II, 840, 858.
Asok II, 854.
Atkinson, C. E. II, 4.
Atkinson, G. F. 121, 122. — II, 657.
Auber, Pierre Alex.
Aublet, Jean Baptiste Christophe Fusée II, 804.
Audebert, O. II, 515.
Audin, M. 475. — II, 711.
Aujeszky, A. 803.
Autran, M. II, 834.
Aveling, Edward Bibbins II, 804.
Aweng, E. II, 4.
Aznavour, G. V. 488.

Baar, R. II, 297.
Babcock, S. M. 303.
Baccarini, P. II, 136, 282.
Bacon, A. E. 512, 698.
Baddeley, John II, 804.
Baeumler, J. A. 15.
Bagenholm, G. 446.
Bagot, William II, 804.
Bail, O. 803.
Bail, Th. II, 438.
Bailey, F. M. 562, 568. — II, 716, 835.
Bailey, C. H. 865, 466. — II, 429, 725.
Bailey, W. W. 514.
Bailland, Emile II, 824.
Bain, S. M. 76.
Baird, Rev. Andrew II, 804.
Baker 551.
Baker, C. F. 506.
Baker, E. G. 676, 687, 561.
Baker, J. G. 641, 648. — II, 803.
Baker, R. T. 568, 691, 693.
Balbis, Giovanni Battista II, 804.
Baldacci, A. II, 280, 281.
Baldwin, J. M. II, 815.
Balfour, J. B. 464.
Ball, Charleton R. II, 885,
Ball, O. 59.
Ballard II, 785, 886.
Ballé, E. 472, 688.
Ballner, F. 269.
Baltet, Ch. 714. — II, 881.
Bancroft, Edward Nathaniel II, 804.
Bang, B. 269.
Banker, H. J. 122.
Banks, N. II, 515.
Bannasch, A. jr. 76. — II, 861.
Banning, F. 293.
Barannikow, J. 288.
Barber, A. C. II, 820, 894.
Barber, C. A. II, 417, 515, 804.
Barber, Mary E. II, 804.
Barbier, M. 10, 86, 122.
Barbosa-Rodriguez, J. II, 885.
Barbour, W. C. 281, 248.
Bardié 472.
Bardier, E. 308.
Barding, B. A. 308.
Bargagli-Petrucci, G. 712.
Barger, G. II, 4.
Barham, Henry II, 804.
Barillé, A. II, 4.
Barker, B. T. P. 60.
Barker, J. 220, 251.
Barker, T. 210, 220.
Barkly, Sir Henry II, 804.
Barnard, J. E. 294. — II, 682.
Barnes, C. R. II, 619.
Barnes, W. D. 521.
Barnhart, J. M. 595.
Baroni, E. 482, 488. — II, 785.
Barr, P. 648.
Barratt, John II, 804.
Barré, J. 478.
Barrett, O. W. 538, 584. — II, 861.
Barrington, Right Rev. Shute II, 804.
Barsali, D. E. 599.
Barsali, E. 216, 251. — II, 712.
Barsanti, Leop. 628. — II, 488, 712.
Barth, G. 60.
Bartholini, C. II, 768.
Bartholomew, E. 20.
Barton, E. S. II, 111.
Bartram, William II, 804.
Bassières, E. II, 880.
Bastian, H. C. II, 483.
Bataille, Fr. 122, 128, 124.
Bates, J. M. 844, 685, 713.
Bateson, W. II, 815.
Bather, F. A. II, 488.
Battandier 481.
Battandier, J. A. II, 896.
Batters, E. A. L. II, 101.
Baudin, Nicolas II, 804.
Bauer, E 227.
Baumgarten, P. v. 36, 267.
Baumgartner, J. 227.
Bay, G. A. 428.
Beach, S. A. II, 429.
Beadle, C. D. 517, 518, 519, 701, 704.
Beal, W. J. 505. — II, 488.
Bean, W. J. 882, 644, 682, 701.
Beardslee, H. C. 17.
Beattie, James II, 804.
Beauverd, G. 421, 477, 597, 711.
Beauverie, J. 45, 76, 128.
Beauvisage, G. 546.
Beccari, O. 654. — II, 107, 488.
Beck, G. von Mannagetta 886, 889, 584, 597, 599, 718. — II, 112.
Beck, H. 294.
Beck, R. 98.

Digitized by Google

Becker, W. 419, 488, 713, 714.
Beckstroem, R. II, 5.
Bedinghaus, E. 708, 710.
Beer, R. 128.
Béguinot, A. 885, 488, 705.
Behla, R. 267.
Behr, H. II, 255.
Behrend, M. 270.
Behrends 61.
Behrendsen, W. II, 785.
Behrens, J. 36, 308, 304. — II, 858, 867.
Beijerinck, M. W. 294, 804. — II, 875, 886, 515.
Beissner, L. 881, 500, 689, 686, 698, 704.
Beitzke, H. 270, 822.
Bélanger, Charles Paulus II, 804.
Belet II, 89.
Belèze, M. 45, 475.
Beljajeff 267.
Bell, A. E. II, 5.
Belli, C. M. 270.
Bello y Espinosa II, 804.
Bennett, A. 360, 465, 655. — II, 118, 706.
Bennett, Alfred William II, 804, 805.
Bennett, R. L. II, 834.
Bennetts, W. J. 520.
Benoist, R. 128.
Benson, C. II, 894.
Benson, C. A. II, 416.
Benson, M. 599. — II, 702.
Benson, Margaret II, 788, 784.
Benz, R. Freiherr von 429, 671.
Benzon, Peder Eggert II, 805.
Bérard, L. 74.
Berg, Carlos 565. — II, 805.
Bergen, J. Y. 584.
Berger, A. 76, 884, 554, 561, 660, 679. — II, 785.
Bergevin, Em. de 216, 288.
Berghe, M. van den II, 828.
Bergholz, P. 842.
Berkeley, Emeric Streatfield II, 805.
Berlese, A. N. 35.
Bernard, Maurice II, 898.
Bernard, N. 76, 606. — II, 699.
Bernard, S. II, 888.
Bernatsky, Emil [Jenö] 227, 484. — II, 710, 711.
Bernegau 870. — II, 5, 888, 889, 841, 862.
Bernstein, J. II, 612.
Berry, E. W. 849, 516, 684, 689. — II, 784.
Bertel, R. II, 248.
Bertero, Carlo Guiseppe II, 805.
Berthier 474.
Berthomnieu II, 784.
Bertoni II, 5.
Bertrand, C. E. II, 286, 684, 688, 691, 784, 785.
Bertrand, G. 128. — II, 5, 6.
Bescherelle, Em. 283.
Bessey, C. E. 522, 595, 599, 628. — II, 122.
Bessey, E. A. II, 882.
Bessey, E. W. 506.
Besson 267.
Best, G. N. 251.
Betham, G. K. 542.
Bethe, A. II, 266.
Bettany, G. T. 584.
Beulaygue, L. II, 850.
Beyle, M. 848.
Beyer, H. II, 278.
Beyer, R. 890. — II, 707, 727.
Bicknell, E. P. 642, 667, 686.
Biedermann, R. 870.
Bièvre, F. D. 706.
Biffi 270.
Billings, Fr. H. II, 809.
Biltz, A. II, 6.
Bingley, William R. II, 805.
Binot, J. 804.
Binz, A. 651.
Bioletti, F. F. II, 515.
Bioletti, F. J. 871.
Biolley, P. II, 882.
Bird II, 785.
Bissel, E. H. 518, 514, 515, 607. — II, 484, 720.
Bisset, G. F. 77.
Bitter, R. II, 704.
Black, Alexander Osmond II, 805.
Blackman, F. F. II, 118, 855.
Blackman, V. H. II, 111, 126, 127, 316, 758.
Blain, José II, 805.
Blair, J. C. 77.
Blanc, C. 886.
Blanc, Léon II, 785.
Blanchard, R. 87.
Blanchard, Th. 885, 590, 599.
Blanchard, W. H. 511, 512, 701.
Blaringhem, L. II, 786.
Blauner, Bernhard Friedrich II, 805.
Blazek, J. II, 267.
Bleicher II, 785.
Blitzner, R. 872, II, 859.
Bloch 804.
Block, M. R. J. II, 892.
Blodgett, F. H. 107, 885, 628. — II, 622.
Blodgett, John Loomis II, 805.
Blomberg, C. 512, 518.
Blumberg, A. 270.
Blunno, M. 870. — II, 878, 515.
Blytt, Axel 448.
Bochmann, F. 599. — II, 814.
Bock 401.
Bocquier, E. 472.
Bodenbender, G. II, 785.
Bodin, E. 72, 270, 295.
Böhringer, Ch. 865. — II, 885.
Boergesen, F. II, 102.

Digitized by Google

Boeken, M. Hubert J. II, 865.
Boettger, O. II, 745.
Bohlin, Knut 479. — II, 107, 126, 816, 598, 601.
Bois, D. 408, 652. — II, 881, 889, 840.
Boissieu, H. de 471, 478, 500, 712, 714.
Bokma de Boer, B. II' 895, 896.
Bokorny, Th. 45, 57, 61. — II, 92.
Boldo, Balthasar Mannel II, 805.
Bolleter, E. II, 786.
Bolley, H. L. 77.
Bolsius 598.
Boltshauser, H. 81. — II, 888, 546.
Bolzon, P. 486.
Bommer, Ch. II, 785.
Bonarelli, G. II, 786.
Bonavia, E. 641. — II, 848.
Bond, F. II, 886.
Bonjean, E. 804.
Bonnet, A. II, 849.
Bonnet, Edmont 846, 481, 590, 597. — II, 484, 816, 822.
Bonnier, G. 886, 584. — II, 299, 657.
Bonome, A. 295.
Bonpland, Aimé Jacques Alexandre II, 805.
Boodle, L. A. II, 274, 687.
Boorsma, W. G. II, 6.
Boos, Franz II, 805.
Borbas, V. de 888, 484, 485, 488, 488, 689, 640, 644, 666, 671, 680, 681, 688, 686, 698, 708, 706. — II, 704, 710, 805.
Borchard 880. — II, 866.
Bordage, Ed. II, 849, 850, 859.
Bordas 804.
Borge, O. 567.
Borgesen, Frederik Christian Emil II, 805.
Bormans, A. 270.
Borne, G. 269.
Bornemann, G. II, 786.
Bornet, E. II, 87.
Bornmüller, J. 418, 481, 490, 686, 700.
Borntraeger, A. II, 2.
Borzi, A. 844.
Bos, H. 842.
Bos Ritzema, J. II, 727, 728.
Boscarolli, F. II, 515.
Boschiere, F. II, 516.
Bose, Jagadis Chunder II, 686.
Bosisto, Joseph II, 805.
Bosque, Alfredo B. y Reyes II, 805.
Bosscha, J. II, 878.
Botelho, C. II, 881.
Boudier, E. 11, 128, 128. II, 417.
Bougault, J. 57.
Bougon II, 786.
Bouilhac, R. II, 92.
Boulay, N. 217. — II, 786.
Boulger, G. S. II, 804, 805, 806, 807, 808, 809, 810, 811, 812, 818, 814, 815, 816, 860.
Boullu 867.
Bourdarie, P. II, 824.
Boute 848.
Bouygues, H. II, 285, 286.
Boveri, T. 599. — II, 268.
Bower, F. O. 584.
Bowhill, Th. 267.
Bowker, James Henry II, 805.
Bowles II, 786.
Boyce, R. 87, 304.
Boyd, A. J. 870. — II, 888, 867.
Boyer, G. II, 672.
Boynton, C. L. 518.
Boynton, F. E. 518, 671, 686.
Brace, Lewis Jones Knight II, 805.
Brachet, F. 476.
Brackett, G. B. II, 847.
Braine, C. J. II, 805.
Brainerd, E. 461.
Braithwaite, R. 220.
Brand, E. II, 116, 117.
Brandel, G. W. II, 7.
Brandicourt, Virg. II, 484.
Brandstetter, J. L. 884, 595.
Brandt, K. 295. — II, 98.
Braun, K. 848.
Braune 557.
Brauner, J. C. 585.
Bray, W. M. 521.
Brebner, G. II, 690.
Breda de Haan, J. van II, 867, 516, 837.
Bredemeyer, Franz II, 805.
Brefeld, O. 87. — II, 890.
Brehm, V. II, 98, 598, 602.
Breitenbach, W. 598.
Bremer, H. II, 869.
Bremer, W. 45.
Brenner, M. 448, 445.
Brenner, W. 56, 607. — II, 276, 316, 786.
Bresadola, J. 10. — II, 871.
Breschin, A. 552.
Bretin, Ph. 475. — II, 711.
Bretschneider, E. II, 805.
Breutel, Johann Christian II, 805.
Breymann, M. 295.
Brick, C. II, 877, 680.
Brieger, L. II, 7.
Briem, H. 372, 599, 607.
Briggs, L. J. II, 615.
Briggs, S. H. Cl. II, 861.
Briosi, G. 128. — II, 814.
Briquet, J. 888, 421, 478, 477, 521, 554, 628, 672, 677, 688. — II, 816, 814, 817.
Britten II, 808, 804, 805, 806, 807, 808, 809, 810, 811, 812, 818, 814, 815, 816, 817.

Digitized by Google

Britten, J. 466, 468, 548, 590, 646, 659.
Britton, C. E. II, 484.
Britton, E. G. 281, 288, 252.
Britton, H, 434, 678, 686, 702, 722, 729.
Britton, N. L. 281, 845, 521, 534, 672, 682, 690, 697, 701. — II, 726.
Britton, W. E. II, 838.
Britzelmayr, M. 418, 714.
Brizi, U. 128.
Broadway, Walter Elias. 708. — II, 805.
Broeck, M. E. van den II, 786.
Broilliard, Ch. II, 864.
Bromfield, William Arnold II, 805.
Bronstein, J. 284.
Brooks, G. B. II, 837.
Brooks, H. 508.
Broschnickowsky, P. 284.
Brotero, A. II, 805.
Brotherstone, Andrew II, 805
Brotherus, V. F. 289.
Brousseux, G. II, 822.
Brown 472.
Brown, C. E. II, 484.
Brown, Ch. E. 17.
Brown, G. 518.
Brown, N. E. 551, 562, 597, 641, 657, 665, 672, 675.
Brown, Robert II, 805.
Brown, S. II. 786.
Brown, Rev. Thomas II, 805.
Brown, William Lindsay II, 805.
Brown, W. N. II, 725.
Browne, W. J. 584.
Browne, Patrick II, 806.
Brückner, A. 228.
Brüggemann, H. II, 878.
Brunard 478.
Bruncken, E. 886, 520.
Bruner, Lawrence 72.
Brunies, L. 422.
Bruns, H. 313.
Brunschwyg, Hieron. II, 806.
Bruyant, C. II, 97.
Bryhn, N. 218, 239.
Bryk, E. 584.
Brzezinski, F. P. 98, 827.
Brzobohaty, Konstantin II, 641.
Bubák, Fr. 15, 16, 98, 107, 108. — II, 877, 887, 897, 404.
Bubani, P. II, 712.
Buch, Wilhelm II, 806.
Buchenau, F. 354, 644, 710. — II, 786.
Buchheister, J. C. II, 718.
Bucholtz, F. 98.
Buchholz, J. II, 786.
Buchner, Ed. 59, 62.
Buchwald, J. 346. — II, 7, 780.
Buck, P. D. II, 294.
Buckhout, W. A. 515.
Bücheler 62.
Büsgen, M. II, 276.
Bütschli, O. 284. — II, 138.
Büttner, M. II, 726.
Buhl, F. II, 517.
Buhlert, H. 328.
Buist, J. B. 322.
Bukovansky, J. 372. — II, 857.
Bull, William II, 806.
Bullock-Webster, G. R. II, 118.
Bulman, G. W. II, 434.
Burbidge, F. W. 464, 672. — II, 816 707, 786.
Burbury, F. E. II, 593, 606.
Burchard, W. II, 898.
Bureau, Ed. II, 736, 876.
Burgerstein, A. 304. — II, 434, 612, 737, 840.
Burgess, H. E. II, 8.
Burgess, Henry W. II, 806.
Burglehaus, F. H. 435.
Burkill, J. H. 546, 551, 599. — II, 816.
Burnat, E. 421, 477.
Burnham, S. H. 628.
Burnham, St. II, 718.
Burr, R. H. 304.
Burri, R. 270, 304.
Burt, E. A. 24.
Burvenich, F. 640, 704.
Bury, Miss Edward II, 806.
Buscalioni, L. 597. — II, 619, 867, 873.
Busch, N. 440.
Buscha, N. 686.
Busemann, L. 584.
Bush, B. F. 506, 519, 644, 687, 712. — II, 721.
Busquet 805.
Bussard, L. II, 880.
Busse, W. 108, 548, 549, 555. — II, 8, 843, 820, 825, 837, 849, 881, 882, 891.
Butkewitsch, Wl. 46.
Butters, F. K. II, 418.
Buxton, B. H. 284, 805.
Byam, Miss. L. II, 806.

Cabanis, Jean Louis II, 806.
Cabrié, L. 367.
Caesar II, 9.
Cajander, A. K. 441, 442.
Calabrese-Milani, A. II, 517.
Calderon de la Barca, F. II, 530.
Caldwell, O. W. 584.
Caley, George II, 806.
Callay, A. II, 711.
Caluwe, De II, 874, 875.
Camara, M. de Souza II, 878.
Cambage, R. H. 562.
Cambier, R. 269, 270.
Cameron, P. II, 517.
Camus, E. G. 469, 471, 472, 477, 651, 708. — II, 517, 786.
Camus, F. 217. — II, 711.

Digitized by Google

Campagne, M. et A. 77.
Campbell, D. H. 585, 595, 599, 685. — II, 811, 657, 677.
Campbell, Eugène J. F. II, 806.
Canciani, J. II, 564.
Candolle, C. de 583, 628, 697. — II, 786, 787, 814.
Candon, W. A. 517.
Cannon, W. A. 679. — II, 269, 817, 678.
Cannstat, O. 590.
Cano-Brusco, U. 287.
Capdevielle, A. 284.
Capiston 472.
Cappelle, H. van II, 821.
Car, L. II, 96.
Caravon Cachin, A. 868. — II, 787.
Cardot, J. 218, 281, 286, 289.
Carié, Paul II, 871.
Carillier, P. II, 810.
Carleton, M. A. 109.
Carlson, G. W. F. II, 104, 705.
Carnegie, Hon. David II, 806.
Carnot, P. 270.
Carpenter, J. 505.
Carrier, R. P. J. C. 461.
Carruthers, J. B. 27. — II, 868, 415, 882, 858.
Carruthers, W. 77. — II, 882, 810.
Carse, H. 564.
Carter, Henry John II, 806.
Caruel, Teodoro II, 806.
Casali, C. II, 872, 518.
Casares, G. A. 210.
Cashman, J. A. 510.
Caspari, G. 285.
Castellani, A. 295.
Catesby, Mark II, 806.
Cathcart, E. 295.
Catouillard, G. 285.
Cauchetier 472.
Cavara, F. 865, 597, 600. — II, 184, 265, 847, 871.
Cavillier, F. 597.
Cayeux, F. 696.
Cayeux, L. II, 787.
Cecconi, Giac. II, 518, 519, 520, 587.
Celakovsky, L. J. 600. — II, 112, 814, 682, 806.
Cernaille, F. II, 286.
Cevidalli, A. II, 787.
Chabert, A. 421, 470, 477, 706, 707.
Chaine, J. II, 547.
Chalot, Ch. 372. — II, 858.
Chamberlain, E. B. 281.
Chamberlain, Lucia S. II, 820.
Chandler, H. P. 682.
Chapelle, J. II, 882.
Chapman II, 788.
Chapman, Alvin Wentworth II, 806.
Chapron 472.
Charpentier, P. G. II, 91.
Charrin, A. 128.
Château 848.
Château, E. II, 788.
Chatenier, C. 700.
Chauveaud, G. 628. — II, 285, 287, 688, 691.
Cheel, E. 563, 646.
Cheesbrough, J. S. II, 861.
Chenevard, P. 425. — II, 709.
Cheney, C. J. 518.
Chester, F. D. 77.
Chevalier, A. 350, 552, 659, 690. — II, 828, 839, 841, 890.
Chevalier, Ed. II, 819.
Chifflot 128.
Chifflot, J. B. J. 694. — II, 808.
Chiovenda, E. 598.
Chittenden, F. H. II, 520.
Chmielewsky, W. II, 91, 271.
Chodat, R. 338, 426, 477, 587, 565, 644. — II, 91, 98, 99, 711.
Cholodkovsky, N. II, 521.
Chrzaszcz, T. 62, 91, 98, 805.
Chretien, P. II, 521.
Christ, H. 421, 425, 486, 642. — II, 712, 713, 714, 723, 816.
Christensen, C. II, 705, 724.
Christie, Joseph II, 806.
Church, A. H. 628, 662.
Churchill, J. K. 510.
Cieslar, A. II, 628, 810.
Cirillo, Domenico II, 806.
Citerne, P. 640. — II, 788.
Claire, Ch. 478.
Clairmont, P. 285.
Clark, A. 510.
Clark, A. G. 518.
Clark, Cora H. 251.
Clark, H. W. II, 721.
Clark, J. F. II, 427.
Clarke, C. B. 345, 349, 543, 544, 545, 642. — II, 806.
Clarke, H. S. 514.
Clarke, Stephan II, 806.
Clauditz, Josef, II, 293.
Clech II, 12.
Clements, F. E. 887, 590. — II, 110.
Clerc, J. 88.
Clerfeyt, Ch. 62.
Cleve, A. 448.
Cleve, P. T. 571. — II, 94, 104, 107, 593, 597, 604.
Cleveley, John II, 806.
Clifton, George II, 806.
Clifton, William II, 806.
Climont, J. II, 858.
Clinton, G. P. 77, 98, 99, 104. — II, 868.
Clos, D. 607.
Clos, D. H. II, 808.
Clute, W. N. II, 677, 718, 722, 728, 728, 816, 814.
Cobb, N. A. 77.
Cobelli, R. 848.
Cockayne, L. 568. — II, 716.

Digitized by Google

Cockerell, T. D. A. 517, 521, 528, 526, 582, 595, 607, 664, 688, 689, 700. — II, 485, 522, 788.
Codwell, M. II, 722.
Coffin, L. E. II, 704.
Cogniaux, A. 532, 651. — II, 788.
Cohn, E. 62, 271.
Coincy, A. de 479, 480, 664, 665.
Coker, W. C. II, 268, 805.
Col II, 288.
Colenso, Rev. William II, 806.
Colgan, N. 464, 672.
Collett, H. 542.
Collett, Sir Henry II, 806.
Collin II, 18.
Collins, F. S. II, 109, 110.
Collins, G. N. II, 437, 885.
Collins, J. E. 647. — II, 719.
Colman, C. S. 462.
Colmeiro, Miguel II, 807.
Combating II, 522.
Comber, Thomas II, 598, 606, 807.
Combs, Robert II, 807.
Comère, J. 475. — II, 96, 598, 604.
Comes, O. 642.
Commerson, Philibert II, 807.
Conard, H. S. 600.
Conill, L. 476.
Conn, H. W. 267, 805.
Connover, L. L. 648.
Conor 285.
Conrad, Henry S. II, 811, 788.
Conradi, H. 271.
Constant, Alexandre II, 807.
Contagne, G. 848.
Contejean, Ch. 847.
Convert, Bernard-Hippol. II, 807.
Conwentz, H. 845, 891, 897, 898.
Coker, W. C. 600.
Cook, M. Th. 600. — II, 805, 807, 528.
Cook, O. F. 595. — II, 819. 845, 848.
Cooke, M. C. 77.
Cooke, Th. 542.
Cooke-Trench, Thomas 659. — II. 487.
Cooper II, 787.
Copeland, E. B. II, 122, 294, 802, 886, 618, 660, 694, 721, 727.
Copeland, W. R. 271.
Copineau, Ch. 562, 712.
Corbière, L. 248.
Corda, Aug. Jos. II, 807.
Cordemoy, Jacob H. de II, 528.
Cornaille, F. II, 684, 688, 691.
Cornaz, Ed. II, 788.
Cornils, V. 371.
Cornish, C. J. 467.
Cornu, Maxime 109. — II, 807, 850.
Correns, C. II, 317, 818.
Correvon, H. 698.
Corti, A. II, 524.
Corti, B. II, 787.
Cossmann 890.
Costantin, J. 585.
Costerus, J. C. 628. — II, 788.
Cotton, J. S. 528.
Coulter, J. M. 600. — II, 487.
Coulter, St. II, 721.
Coupin, H. 267, 296, 828, 598, 628. — II, 186, 858, 787.
Couput II, 878.
Courmont, P. 271.
Courtauld, Sidney II, 807.
Cousins, H. H. II, 841.
Coutts, E. N. 296.
Couturier, A. II, 841, 879.
Coviaux II, 828.
Coville, F. V. 516, 704.
Cowburn, Thomas Brett II, 807.
Cowles, B. C. 421.
Cowles, H. C. 387. — II, 437, 816.
Cozzi, C. 486. — II, 524.
Cradwick, W. II, 842.
Craig, John 78.
Cramer, Karl Eduard II, 807.
Crawford, C. 62.
Crawford, F. C. II, 118.
Crawshay, B. de 652.
Craz 420.
Cremer, J. II, 70.
Cretier II, 91.
Crichton, Rev. Arthur II, 807.
Crittenden, Marriott II, 622.
Crossland, Ch. 12, 220.
Cruchet, D. 848.
Crueger, Hermann II, 807.
Cuboni, G. II, 884.
Cugini, G. 98. — II, 888.
Cuming, Hugh II, 807.
Cundall, F. 467, 590.
Cundall, R. E. 467.
Cunningham, J. T. II, 819.
Curdie, Daniel II, 807.
Curtis, C. II, 881, 890.
Curtis, Carlton C. II, 621.
Curtis, Charles II, 807, 868.
Curtiss, A. H. 518, 694. — II, 722, 807.
Curtiss, Floretta A. II, 807.
Cusin, Louis II, 807.
Cypers, V. von 227.
Czadek, O. 805.
Czapek, F. 47, 210. — II, 247, 248, 689, 649.
Czaplewski, E. 271.
Czik-Madéfalvi, J. G. de II, 884.

Dänhardt, W. II, 726.
Dafert, F. W. II, 852, 848.
Daguillon, A. 620. — II, 284.
Dahl, Fr. II, 487.

Digitized by Google

Dahl, Ove 448.
Dahlstedt, H. 442, 571.
Dale, Elizabeth II, 788.
Dall, Wm. H. 495.
Dalla Torre, K. W. von 391, 396, 397, 401, 402, 408, 404, 414, 416, 420, 481, 482, 484. — II, 524, 594, 602.
Damanti, P. 598.
Dame, L. L. 508.
Dammer, U. 654.
Dancer, Thomas II, 807.
Dandridge, D. 506.
Dangeard, P. A. II, 98, 126, 265.
Daniel, L. 474, 624. — II, 802, 819.
Daniell, William Freeman II, 807.
Dannemann, Fr. 598.
Danysz, J. 72.
Darbishire, O. V. II, 180.
Darboux, G. II, 524.
Darwin, Erasmus II, 807.
Darwin, Francis II, 489, 640, 649.
Dassonville 74.
Dauphin, L. C. 472.
Daveau, J. 470, 477, 478, 672.
Davenport, G. E. II, 716, 718, 719.
Davey, E. H. 467.
Davey, F. H. II, 706.
David 806.
David, J. J. 865. — II, 822.
Davidoff, B. 487.
Davidson, A. 695.
Davidson, Rev. George II, 807.
Davies, A. E. 62.
Davies, J. H. 220, 468, 464.
Davis, C. A. 511, 688.
Davis, Frederik II, 13.
Davis, V. H. 78.
Davis, W. T. 515.
Davy, J. B. 526.
Dawson, Sir John William II, 808.
Dazey, Edm. II, 868.
Deane, A. II, 861.
Deane, H. II, 787.
Deane, W. 512. — II, 788.
De Bie, H. C. H. — II, 828.
Debrand, L. 271.
Decius, H. 271.
Decker, J. II, 18, 14.
Decorse, J. II, 892.
De Courte II, 871.
Deeken, R. II, 829.
Degen, A. von 434, 486, 437, 489.
Dehérain II, 808.
Dehérayn, P. P. 384.
Delabarre, E. II, 719.
Delabarre, E. B. 460.
Delacour II, 788.
Delacroix II, 850, 867.
Delacroix, G. 87, 78, 79, 128. — II, 884, 888, 412, 421, 524, 529, 814, 855.
Delamare, G. 128.
Delbrück, M. 62.
Delden, A. van 294. — II, 886.
Del Guercio, G. II, 525.
Delheid, E. II, 788.
Delaunay, P. 472.
Delpino, Fed. II, 489, 442, 444, 806.
Delteil, A. II, 858.
Demilly, M. II, 898.
Demoussy, E. 884. — II, 854.
Dendy, Arthur II, 445.
Dendy, C. 564.
Dennert, E. 585. — II, 658.
Denke, P. 600. — II, 708
Dennhardt, R. 62.
Denniston, R. H. 667.
Dereix II, 884.
Derganc, L. 859, 426, 565. — II, 710.
Dern II, 525.
Derschau, Mary 88.
Descos, A. 271.
Descourtilz, Michel Etienne II, 808.
Deslandes II, 877.
Desmoulins, A. M. 806.
Desportes, Jean Baptiste Réné Pouppé II, 808.
Despréaux, J. M. II, 808.
Desrochers, J. E. II, 719.
De Stefani-Perez, T. II, 525, 526, 527, 528, 529.
Destree, C. E. 469. — II, 707.
De Toni, G. B. II, 87, 594, 608, 606.
Deuman, J. II, 789.
Deussen, Ernst II, 14.
Devaux II, 358.
Devaux, H. II, 622.
Devey, L. B. 874.
Deville de Sardalys II, 529.
Dewy, L. H. II, 867.
Dibbern, II, 278.
Dickhoff, W. C. 129. — II, 417.
Dickinson, Francis II, 808.
Dicks II, 788.
Diederichsen, J. II. 885.
Diedicke, H. 100. — II, 412.
Dietel, P. 109, 110. — II, 898, 899.
Dietrich, A. 285.
Dieudonné, A. 296.
Djounkowsky, E. P. 271.
Diguet, Léon II, 837, 871.
Dinter, M. K. II, 881.
Dismier, G. 218, 248.
Dixon, H. N. 289, 844, 607, 608. — II, 626, 671.
Dobbin, F. II, 720.
Doepke, K. 78.
Dörfler, J. 598.
Doflein, F. II, 125.
Dolabaratz, A. II, 854.
Dolley, Charles Sumner II, 808.

Digitized by Google

Dollin de Fresnel, E. II, 822.
Domin, K. 482, 488.
Dominique, J. II, 445.
Don, George II, 808.
Donati 866. — II, 846.
Dongier 66, 812.
Dop, P. 600. — II, 810.
Doroféjew, N. II, 256, 854, 650.
Dorset, M. 271, 285, 286, 826.
Doty, H. A. II, 445.
Douglas II, 788.
Douglas, Earl II, 788.
Douin 218.
Doutte II, 529.
Dowden, Richard II, 808.
Dowker, George II, 808.
Dowzard, E. II, 14.
Drake del Castillo, E. 546, 547.
Dreger, J. II, 788.
Dresbach, Mary 88.
Dreyer, G. 272.
Drigalski, v. 271.
Driggs, A. W. 515. — II, 720.
Droba, St. 87.
Dron, Robert W. II, 788.
Dronke, J. 872. — II, 875.
Druce, G. C. 464, 465, 467, 468, 644, 670. — II, 706.
Drude, O. 835, 863, 373, 386, 404, 440, 598.
Druery, Ch. T. II, 819, 677, 682, 704, 706, 716, 720, 725, 726, 727.
Drummond, Thomas II, 808.
Du Bois, Ch. 78.
Dubois, E. II, 849.
Dubowski, J. 598.
du Buysson, H. 640.
Ducamp, L. 600. — II, 298, 812, 789.
Duchassaing, Placide D. de Fontbressin, II, 808.
Ducke, A. II, 445.
Dudley, W. R. 526.
Duerden, J. E. II, 95.
Duffort, L. 476.
Dufft, Karl II, 808.
Dufour, A. 519, 608.
Dufour, J. 529.
Dugast, J. II, 841.
Duggar, B. M. 129. — II, 860.
Duggar, J. F. II, 866.
Dumas, M. II, 580.
Dumée, P. 47, 88, 110. — II, 404.
Duncan, J. B. 220.
Dunn, S. T. 462, 688, 686, 698.
Dunstan II, 14.
Doupont, C. 806.
Du Port, James Mourant II, 815.
Durafour II, 711.
Durafour, A. 707.
Durand, E. J. 17, 100.
Durand, Th. 80, 287, 469, 552, 553, 585, 590.
Durrieu, H. 288.
Dusén, P. 446, 457, 458, 704.
Duss, Antoine II, 808.
Dusserre, C. 888.
Dutailly II, 303.
Duthie, J. F. 542, 652.
Dutrône La Couture, Jacques François II, 808.
Dybowski, J. II, 14, 880, 842.
Dye, C. A. 624. — II, 276.
Dyer, W. T. 79, 551.

Eales II, 808.
Earle, F. S. 17, 18, 19, 20, 87, 129. — II, 722.
Easterfield 709.
Eastwood, A. 459, 523, 524, 525, 526, 682, 700, 704. — II, 719, 738.
Eaton, A. A. II, 718, 721, 727.
Eblin, B. 421.
Ebeling, Christoph Wilh. 808.
Eckardt, W. 418. — II, 708.
Eckert, A. 806, 825.
Eckles, C. H. 806.
Edson, A. W. 81.
Edwards, John II, 808.
Edwards, Thomas II, 808.
Eggers 4, 412. — II, 708.
Eggers, Heinrich Franz Alexander, Baron v. II, 808.
Eggert, H. 521, 713. — II, 721.
Eggleston, W. 512. — II, 719.
Ehrenberg, Carl August II, 808.
Ehrlich, P. 267.
Eichelbaum, F. 18, 100.
Eichholz, W. 806.
Eichler, 624. — II, 789.
Eichler, B. 7, 8. — II, 118.
Eisen, G. II, 845.
Elbert, Joh. II, 738.
Elenkin, A. 286. — II, 135.
Elfving, Fr. 215.
Elliott, William R. II, 808.
Ellis, D. 271.
Ellis, J. B. 20, 82, 129.
Ellrodt, G. 828.
Elsey, Joseph Ravenskroft II, 808.
Elwell, L. H. 514.
Embleton, Alice L. II, 589.
Emmer II, 14.
Emmerling, O. 36, 62, 267, 296, 306.
Emery, C. II, 446.
Emery, H. 272.
Emery, W. d'Este 267.
Endlich, R. II, 834, 866.
Endriss, W. 699.
Engelhardt, E. II, 894.
Engelhardt, H. 188. — II, 789.
Engelhardt, O. II, 821.
Engelhardt, R. 869. — II, 727.

Digitized by Google

Engelke, C. 100, 129.
Engelmann, Th. W. II, 632.
Engels 272.
Engler, A. 289, 349, 350, 404, 472, 504, 548, 544, 547, 548, 549, 550, 555, 557, 595, 648, 666, 677, 688, 690, 697, 699, 703, 708, 718, 714. — II, 725, 882.
Eniern 598.
Entz, G. II, 125.
Epstein, St. 272, 306, 307.
Eriksson, J. 112. — II, 401.
Ermann, D. 822.
Ernst, A. II, 118, 119, 266, 309.
Ernst, Adolf II, 808.
Ernst, Hermann II, 884.
Ernst, P. 286.
Errera, L. 286.
Esmarch, E. von 272, 286.
Estève, L. II, 884, 878.
Etheridge, R. jun. II, 789.
Euphrasen, Bengt Anders II, 808.
Eustace, H. J. II, 421.
Evans, A. H. II, 817.
Evans, A. W. 220, 281, 232, 288, 248.
Evans, Thomas II, 808.
Everhart, B. M. 20, 32.
Ewart, A. J. II, 112, 651.
Ewing, P. 667.
Eyre, J. W. H. 268.

Faber, E. II, 291, 298.
Fabricius, M. II, 292, 693.
Fahlberg, Samuel II, 808.
Fairchild, D. G. 848. — II, 884.
Falck, R. 47.
Falières 286.
Falke II, 425.
Famechon II, 876.
Fankhauser, F. 421, 664.
Fanta, A. 434.
Farlow, W. G. 79, 288. — II, 111.
Farmer, C. II, 866.
Farmer, J. Bretland II, 446, 612, 689.
Farneti, R. 128, 129.
Farrer, Baron Thomas Henry II, 808.
Farwell, O. A. 460. — II, 721.
Faull, J. H. II, 688.
Faure, Alphonse 421, 647.
Faust, E. S. II, 15.
Favrat, August II, 808.
Favre, L. II, 815.
Fawcett, W. 533, 642. — II, 808, 819, 821, 840, 872.
Fedde, F. 590, 661.
Fedorowitsch, A. 286.
Fedtschenko, B. 356, 488, 489, 455, 456, 686. — II, 715.
Fedtschenko, O. 488, 489, 455, 457.
Feilitzen, H. von 844.
Feinberg, L. 63, 91. — II, 266, 878.
Feistmantel, C. 286.
Fellow, D. W. II, 720.
Felt, E. P. II, 580.
Feltgen, E. 222.
Fendler, August II, 808.
Feredey, Rev. John and Mrs. II, 808.
Ferguson, A. M. II, 15.
Ferguson, — M. C. 128.
Fergusson, M. 807.
Fermi, Cl. 287.
Fernald, M. L. 348, 350, 460, 506, 507, 508, 509, 510, 511, 518, 514, 515, 518, 642, 664, 672, 678, 679, 688, 684, 699, 707. — II, 789.
Fernbach, A. 58.
Fernekes, V. 17.
Ferraris, T. 8, 600.
Ferry, H. L. II, 892.
Ferry, R. 11, 12, 87.
Feurich, G. 14.
Fialowski, L. 484.
Ficker, M. 272.
Figert, E. 402.
Finet, E. A. 490.
Finlay, Kirkman II, 809.
Fiore, V. 296. — II, 814.
Fischer, B. 322. — II, 15.
Fischer, E. 590.
Fischer, Ed. 110, 111, 112. — II, 400, 404.
Fischer, F. 268.
Fischer, Franz II, 740.
Fischer, G. 417, 646.
Fischer, H. 63. — II, 269.
Fish, D. S. II, 789.
Fisher, George II, 809.
Fitting, H. 412. — II, 647, 708.
Fitzgerald, W. V. 562.
Fitzner, R. II, 866.
Fitzpatrick, T. J. 521.
Flatt, A. K. 590, 598.
Fleischer, B. 434, 689.
Fleischer, M. 258.
Flensborg, C. E. 461.
Fleroff, A. II, 713.
Fletcher, E. F. 514.
Flett, J. B. II, 721.
Fliche, P. II, 698.
Fliorow, A. II, 861.
Flörow, A. 440.
Flower, Thomas Bruges II, 809.
Floyd, F. G. 514. — II, 720, 727.
Flynn, B. H. 807.
Focke II, 15.
Focke, W. O. 404.
Fockeu, H. 79, 624. — II, 789.
Förster, J. B. 240.
Fogg, S. C. II, 720.
Fokker, A. P. 287.
Foley, J. D. II, 836.
Folle, F. 341.
Fomin, A. 440.
Forbes, Fr. 498.
Ford, S. O. II, 687.
Forel, A. II, 446.
Forel, F. A. II, 99.
Formánek, Eduard II, 809.

Digitized by Google

Forsström, Johann Eric II, 809.
Forsyth, W. 87.
Forti, A. II, 96, 594, 608, 606.
Foslie, M. II, 132.
Foster, M. 598, 647.
Foster-Melliar, A. 888, 701.
Fothergill II, 809.
Foucaud, J. 475, 672.
Fouilliand, R. 277.
Fraenkel II, 8.
Fraenkel, C. 807.
Fraenkel, E. 822.
Fraenkel, S. II, 15.
Francé, R. 79, 112. — II, 409.
Franciscis, F. de II, 898, 809.
Frank, Albert Bernhardt II, 809.
Frank, F. II, 48.
Frank, G. 828.
Fraps, G. S. 821.
Fraser, John II, 809.
Fratkin, B. 272.
Frech, Fritz II, 740.
Fredholm, A. II, 809.
Fredrikson, A. Th. 447.
Freeman, E. M. 79, 118. — II, 898.
Freeman, Strickland II, 809.
Freeman, W. G. II, 15, 871.
Freer, P. C. 276.
Freidenfelt, T. 624.
Frerichs, G. II, 16, 58.
Freude, E. 482.
Freudenreich, E. von 68, 807.
Freyn, J. 489, 501. — II, 718.
Friedberger, E. 296, 826.
Friedel II, 16.
Friedmann, H. II, 819.
Friedrichsthal, Emanuel Ritter von II, 809.
Friren, A. 228.
Fritsch, F. E. 878, 709. — II, 101, 115, 116, 279, 594, 604.
Fritsch, K. 428, 429, 480.
Fritzweiler, R. II, 17.
Froebel, C. 881.
Frölich II, 809.
Frömbling 101. — II, 410.
Froggatt, W. II, 447.
Frojo, G. 865.
Fron, G. II, 880.
Früh, J. 608. — II, 447.
Fruwirth, K. 807. — II, 789, 830.
Fry, A. II, 819.
Frye, T. C. 660.
Fuccinei, G. 585.
Fuchs, Th. II, 740.
Fuentes II, 16.
Führer, G. 898. — II, 707.
Fuhrmann, O. 422.
Fuller, C. A. 807.
Fuller, Cl. 118, 707.
Funck, Nicolas II, 809.

Gabritschewsky, G. 272. 296.
Gadamer, J. II, 17.
Gadeceau, E. 469, 470.
Gärtner, A. 268.
Gage, M. de St. 287, 807.
Gager, C. S. 600. — II, 308.
Gagnepain, F. 655, 668.
Gaidukow, N. II, 92, 114, 115, 184, 631.
Gaignard 476.
Gain 846.
Galbraith, S. J. II, 858.
Galeotti, Henri Guillaume II, 809.
Gallardo, A. II, 266, 819, 805.
Galli-Valerio, B. 48, 129, 807, 828.
Galloway, B. T. 79. — II, 818.
Galloway, Th. W. 79.
Gamble, J. S. II, 862.
Gander, Hieronymus II, 809.
Gandoger, M. 477, 478, 671.
Gangneron II, 447.
Ganong, W. F. 460. — II, 447, 658.
Garber, Abraham Pascal II, 809.
Garbini, A. II, 125.
Gardiner, John II, 809.
Gardiner, W. 604. — II, 262, 814.
Gardner, Hon. Edward II, 809.
Garjeanne, A. J. M. 210, 468, 608. — II, 299, 447.
Garman, H. 180.
Garnier, M. 270.
Garnier, R. 472.
Garralda II, 530.
Gatin, C.-L. II, 287.
Gasparis, A. de II, 272, 740.
Gaston 78.
Gateshead, J. B. 828.
Gaucher, L. II, 279.
Gauchery II, 802.
Gauss, C. J. 287.
Gautier, A. II, 92.
Gawalowski, A. II, 17, 254.
Gedoelst, L. 78, 268.
Gehe & Co. II, 18.
Geheeb, A. 238, 240.
Geiger, E. 428.
Geiger, P. II, 875.
Geinitz, Dr. H. B. II, 809.
Geirsvold, M. 811.
Geisenheyner, L. II, 530.
Geldart, Herbert Decimus II, 809.
Géleskoff, D. 272.
Gelert, O. 385, 892, 448.
Gemoll, K. II, 278.
Gencke, W. 251.
Géneau de Lamarlière, L. 218, 219, 476. — II, 695, 711.
Gennadius, P. 686.
Gentz, II, 879, 881.
Geo, W. 644.
George, Edward II, 809.
Gerald, M. P. F. 272.
Gerard II, 809.
Gérard, F. 672.

Digitized by Google

Gerassimow, J. J. II, 128, 265.
Gerber II, 788, 789, 825.
Gerber, C. 882, 672. — II, 447, 586, 587, 587.
Geremicca, M. 487, 591. — II, 288.
Gerhard, G. II, 298.
Gerlach 307. — II, 886.
Germain II, 809.
German, H. 511.
Gerneck, R. II, 801.
Gérôme, J. 652.
Gertz, O. D. 446, 627. — II, 789.
Geschwind, L. II, 896.
Gessard, C. 297.
Geucke, W. II, 727.
Ghon, A. 297, 823.
Giard, A. 79, 601, 608. — II, 448, 587.
Gibbs, Th. 12.
Gibelli, Gius. II, 809.
Gibot, P. II, 885.
Gies, W. J. 872.
Giesenhagen, K. 88, 872, 585. — II, 112, 408, 677, 716, 856.
Giess, W. J. II, 877, 878.
Gilbert, B. D. II, 716, 718, 721, 809.
Gilbert, Sir Joseph Henry II, 809.
Gildemeister, F. II, 725.
Gildersleeve, N. 288.
Gilg, E. 548, 549, 550, 659, 667, 677. — II, 18, 876.
Gill, C. Haughton II, 809.
Gill, W. II, 862.
Gillet, Ch. 807.
Gillette, C. P. II, 587.
Gillot, F. X. II, 807.
Gillot, Victor 88.
Gillot, X. 88, 421, 474, 672, 701.
Giltay, E. 608.
Gindre, H. II, 740.
Gingon, C. A. II, 853, 854.
Ginzberger, A. 426, 427, 430, 431.
Giordano, Gius. Camillo II, 809.
Gjurasin, L. II, 711.
Glangeaud, Ph. II, 740.
Gleadow, F. II, 862.
Glück, H. 101, 892, 627, 688. — II, 740.
Gmelch, Franz Paul II, 809.
Godefroy-Lebeuf, A. II, 891.
Godfrin, J. 128.
Goebel, K. 128, 210, 594, 608, 627, 628. — II, 112, 660, 680, 696.
Goethart 468.
Goethe, R. II, 259, 260, 587.
Goetting, A. E. II, 721.
Goetz, A. 414.
Goetze, W. II, 725.
Goeze, E. 867, 498. — II, 845.
Gogela, F. 482. — II, 710.
Goiran, A. 486.
Goldschmidt, M. 414. — II, 708.
Golenkin, M. 210.
Gollmer, Julius II, 809.
Gombocz, E. 484.
Gomont, M. II, 188.
González Fabela, O. 287.
Gonzalez, R. B. II, 870.
Gooding, L. N. 522. — II, 721.
Gorham, F. P. 287.
Gorini, C. 808.
Gorka, A. II, 448.
Gorkom, K. W. van II, 850.
Gosse, Philip Henry II, 809.
Gouin II, 711.
Gouin, A. 79.
Goupil, P. 808.
Gradmann, R. 868, 594.
Graebner, P. 884, 849, 888, 890, 685, 641, 702. — II, 789.
Graenicher, S. 608. — II, 448, 449.
Graf, L. II, 20.
Gramberg 848.
Gran, A. II, 594, 598, 605.
Gran, H. H. 297. — II, 112.
Grandi, S. de 278.
Grassberger, R. 80, 808.
Grasset, J. 608.
Graveraux, L. 702.
Graves, C. B. 515.
Gray, Peter II, 809.
Gray, Samuel Octavini II, 810.
Greata, L. A. 672.
Grebe, C. 228.
Green, C. Th. 466. — II, 706.
Green, E. E. II, 855.
Green, J. Reynolds 585. II, 657, 789.
Greene, Benjamin D. II, 810.
Greene, E. L. 461, 528, 525, 656, 659, 665, 672, 678, 682, 688, 684, 698, 700, 714.
Greenman, J. M. 505, 648, 678.
Greenway II, 810.
Gregg, J. II, 810.
Greilach, H. II, 870.
Grélot, P. II, 297.
Gremli, Auguste II, 810.
Grempe, P. II, 588.
Gres II, 20.
Greshoff, M. II, 812. 822.
Grevillius, A. Y. II, 678.
Grew, Nehemiah II, 810.
Grey, Eliza Lucy II, 810.
Grey, John II, 810.
Griessmayer 68.
Griffiths, D. 20, 88, 522. — II, 450, 672, 821.
Griffiths Rev. Evan II, 810.
Griffon, Ed. II, 680.
Grijns, G. 278.
Grimm, M. 808, 828.
Grimme, A. 278.

Digitized by Google

Grintzesco, J. II, 121.
Grisard, J. II, 828, 862, 897.
Gourdin, H. 79.
Grosourdy, René de II, 810.
Gross, E. 806, 866.
Gross, Emanuel II, 846.
Gross, L. 487.
Grossmann, Th. W. II, 864.
Grottes, Paul des II, 821, 848.
Grout, A. J. 21, 210, 282, 241, 251, 254, 505, 515. — II, 719, 720.
Groves, H. 595, 673.
Groves, J. 595, 678.
Gruber, Th. 808.
Grünbaum 278.
Grünblatt, G. N. 284.
Grüss, J. 48. — II, 248, 249.
Gruner II, 855, 891.
Guéguen, F. 49. — II, 20.
Günthart, A. 608. — II, 450.
Günther, C. 268.
Guérin, R. II, 842, 885, 886.
Gürich, G. II, 741.
Gürke, M. 651.
Guffroy, 470, 472.
Guffroy, Ch. 591.
Guido II, 588.
Guignard, L. 601. — II, 269, 297, 811.
Guignes, P. 476. — II, 20.
Guilding, Rev. Lansdown II, 810.
Guillemin, H. 125.
Guilliermond, A. 63, 64, 287.
Guillon, J. M. 80.
Guinet, A. 230.
Guinier, E. 382.
Gulli, S. II, 8, 21.
Gulson, Mss. II, 810.
Gundlach, Johannes II, 810.
Gunn, Rev. George II, 810.
Guozdenovic, Fr. II, 418, 427, 428.
Guthrie, Francis II, 810.
Guttenberg, Adolf Ritter von II, 810.
Gutwinski, R. 91. — II, 95, 106, 107, 594, 602, 606.
Gutzeit, E. II, 859.
Guyon, E. II, 810.
Gwynne-Vaughan, D. T. 584.

Haack, G. 64.
Haacke, P. 809.
Haan, J. de 78.
Haast, Sir John Franz Julius II, 810.
Haberlandt, G. 608. — II, 800, 638, 817.
Hackel, E. 485, 582, 644.
Häcker, V. II, 269.
Haensel, H. II, 21.
Hagen, J. 218.
Hagger, John II, 810.
Haglund, Emil 362, 648.
Hahn, E. 870.
Hahn, K. 842.
Hahn, Ludwig II, 810.
Hahn, M. 64, 295.
Heinze, B. 809.
Halacsy, E. de 488. — II, 811.
Hall, A. D. II, 860.
Hall, C. J. J. van 328. — II, 374.
Hall, H. M. 524.
Hall, John Galentine 601. — II, 806, 462.
Hall, J. W. 564, 598.
Hall, W. L. II, 844, 861.
Halla, Ad. II, 352.
Haller, A. 374. — II, 22, 874.
Hallier, E. 548, 664.
Hallier, H. 479, 568, 628, 635, 686, 665, 707. — II, 22, 88, 462, 681.
Halsted, B. D. 80, 604, 608, 628, 686. — II, 619, 628.
Hamilton, William II, 810.
Hamilton, W. P. 250.
Hammerl, H. 278.
Hamy, E. T. 591.
Hanausek, T. F. 378, 654. — II, 314, 815, 850.
Handel-Mazzetti, H. von 427, 428, 431, 686. — II, 710.
Hanemann 417.
Hanna, H. II, 706.
Hansen, A. 585, 594.
Hansen, C. 869.
Hansen, E. Chr. 64, 65.
Hansen, Karl, Olaf Ernst II, 810.
Hansgirg, A. 608, 610, 611. — II, 88, 464, 465, 466, 698, 694.
Happich 73.
Harbison, T. G. 519, 648.
Harden, A. 65.
Harding, C. II, 888.
Harding, H. A. 829.
Harding, S. C. 467.
Hardy, James II, 810.
Hardy, M. 836, 837, 486.
Harger, E. B. 515. — II, 720.
Hariot, P. 11, 27, 127, 865. — II, 109.
Harlow, James II, 810.
Harms, H. 542, 548, 550, 552, 659, 686, 690, 696. — II, 864.
Harper, Roland, II, 789.
Harper, R. A. 49.
Harper, R. M. 345, 517, 518, 596, 640, 659, 679. — II, 265, 720, 721, 742.
Harris, Arthur II, 467.
Harris, J. A. 601.
Harris, T. J. 872.
Harris, W. 588, 642. — II, 810, 821, 872.
Harrison, F. C. 180, 309.
Harshberger, John II, 789.

Digitized by Google

Harshberger, J. W. 38, 113, 511, 534, 598, 605, 618. — II, 723.
Hart, J. II. 810, 887.
Hart, John Hinckley II, 729, 810.
Hartley, Ch. P. II, 812.
Hartig, Rob. 88. — II, 888, 408, 418, 810.
Hartmann, G. II, 820.
Hartweg, Karl Theodor II, 810.
Hartwich, C. 865, 598. — II, 22, 28, 26, 860, 875, 876.
Hartz, Jac. 895.
Hartz, N. 457. — II, 742.
Harvey-Gibson, R. J. II, 692.
Harvey, L. H. 511.
Hasack, H. II, 727.
Hassack, K. 378. — II, 850, 884.
Hasselbring, H. 80.
Hasseltine, Robert M. II, 779.
Hassenkamp, A. II, 129.
Hastings, E. 808, 816, 817.
Haszard, H. D. M. 564, 628.
Hattori, H. 58. — II, 426.
Hauchecorne 408.
Hauck II, 86.
Hauman, L. 809.
Haumann, M. L. 58.
Haupt, C. E. 888.
Haupt, Hugo II, 468, 628.
Hautefeuille, L. II, 870.
Haussknecht, C. 867, 412, 427, 648.
Haustein, R. v. II, 588.
Havaas, Joh. 449. — II, 705.
Hawthorne, John II, 114.
Hayek, A. von 426, 480, 481, 667, 678. — II, 280, 710.
Hayes, C. W. II, 743.
Hayren, E. II, 104.
Hayward, J. II, 867.
Hazen, T. E. II, 115, 719.
Head, P. A. J. 65.
Headley II, 790.
Heald, Fred. D. 585. — II, 684.
Heaton, John Deakin II, 811.
Heber, Georg II, 686.
Hechinger, C. 480.
Hecke, L. 80, 104, 329. — II, 880, 888, 891, 419.
Heckel II, 27.
Heckel, Ed. 605, 644, 708. — II, 22, 877, 880, 881, 882, 889.
Heckel, F. II, 975, 876.
Hedgecock, G. G. 329, 888. — II, 880, 615.
Hedlund, T. 860, 861, 681. — II, 463.
Hedrick, W. P. 711.
Heede, Ad. van den 641, 659, 688.
Heeres, J. E. 594.
Heering, W. II, 87, 809.
Hefferan, M. 287, 288.
Hegetschweiler, Carl II, 811.
Hegi, G. 280, 824. — II, 709, 748, 884.
Hegler, Robert II, 811.
Hegyi, D. 118. — II, 877.
Hehn, V. 863.
Heim, F. 873, 544, 545. — II, 864, 890.
Heimerl, A. 847, 585, 694. — II, 840.
Heinemann, F. C. 868.
Heinrich, II, 859.
Heinricher, E. 829, 678, 707. — II, 880, 627.
Heinsen, E. II, 428.
Heinzelmann, G. 65.
Heldreich, Theodor Heinrich Hermann von 488, 700. — II, 811.
Heller, A. A. 596. — II, 811.
Hellwig, F. II, 27.
Hellwig, Th. II, 538.
Helm 898. — II, 748.
Helmreich, G. II, 848.
Helms, Joh. 898.
Hemsley, A. II, 470.
Hemsley, W. B. 490, 498. — II, 785.
Henckel, A. II, 90, 270.
Henlow, G. 865.
Henneberg, W. 49, 65, 809.
Hennecart, Jules II, 811.
Henning, E. 568 — II, 862, 871, 882.
Hennings, P. 7, 14, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 80, 88, 80, 89, 90, 101, 113, 128, 125, 180, 252, 549. — II, 898, 400, 408, 405, 411, 416, 420.
Henrici, Ernesto II, 847.
Henricourt, J. 38.
Henriques, J. II, 712, 808, 807.
Henriques, J. A. 478, 479.
Henry II, 14.
Henry, Augustine 882, 888, 500, 501, 678, 696, 699, 700, 702, 704. — II, 27, 828.
Henry, Caroline II, 811.
Henry, E. 80.
Henry, Y. II, 866.
Henslow II, 790.
Hentschel, P. 342.
Hérail, J. II, 875.
Herdmann, W. A. II, 102.
Herget, F. II, 888.
Hergt 418. — II, 708.
Héribaud, O. II, 594, 598, 606.
Hermann, F. II, 708.
L'Herminier, Félix Louis II, 819.
L'Herminier, Ferdinand II, 818.
Herrick, Francis Hobart II, 811.
Hertwig, R. 601. — II, 89.
Hertzog, A. 80.

Digitized by Google

Hervey, E. W. 514.
Herzer, H. II, 748.
Herzog, Jakob II, 294, 808, 660.
Herzog, R. O. 65.
Herzog, Th. 228, 241.
Hesse, A. 65. — II, 882.
Hesse, O. II, 28.
Hesse, W. 810.
Hétier, Fr. 11, 88, 90.
Heuberger II, 72.
Heut, G. 58.
Heuzé, G. II, 876.
Heward, Robert II, 811.
Hewlett, R. T. 268.
Heydrich, F. II, 129, 180, 188.
Heydt, A. 883, 884, — II, 727.
Heyl, G. II, 28.
Heyn, W. II, 862.
Hickel, R. 640.
Hieronymus, G. II, 715, 722, 728, 725.
Higson, Thomas II, 811.
Hilbert 898.
Hilbrig, H. 49.
Hildebrand, F. 618, 686, 641. — II, 470.
Hildebrandt, P. 278.
Hill, A. W. 604. — II, 262, 274, 814.
Hill, E. J. 241. — II, 698, 721.
Hill, H. 101.
Hill, H. J. 847.
Hill, H. W. 278, 288.
Hill, T. G. II, 819, 470, 689.
Hiller, M. F. 130.
Hillier 219.
Hillyer, W. H. II, 588.
Hiltner, L. 50, 810.
Hindmarsh, W. T. 678.
Hindorf, R. II, 820, 870.
Hinze, G. 288.
Hiratsuka, N. II, 398.
Hirc, D. 487.
Hirschbruch, A. 65.
Hirscht, Karl II, 812.
Hiss, F. H. 273, 274.
Hiss, Ph. H. 274.
Hissink, D. J. II, 858.
Hitchcock, Albert S. II, 811.
Hjalmarson, Justus Adalrik II, 811.
Hobkirk, Charles Codrington Pressick II, 811.
Hochreutiner, B. P. G. II, 471.
Hochreutiner, G. 689, 690.
Hodgson, William II, 811.
Höck, F. 388, 848, 849, 890, 585, 686, 687. — II, 708, 897.
Höfer, H. II, 748.
Höflich, C. 810.
Höhlke, F. II, 29.
Hölscher, J. 660.
Höppner, H. II, 471.
Hofer, F. II, 710.
Hoffmann II, 816.
Hoffmann, F. 402. — II, 708.
Hoffmann, J. 72, 421, 708.
Hoffmann, J. F. 80. — II, 744.
Hoffmeister, C. 66.
Hohl, J. 810.
Holden, J. II, 109.
Holland, Richard II, 754.
Hollborn, K. 78.
Holler, A. 224.
Hollick, Arthur 518. — II, 744.
Hollier, L. II, 842.
Holliger, W. 810.
Hollós, K. 125, 126.
Hollrung, M. 88, 81. — II, 388, 888, 421.
Holm, Herm. II, 472.
Holm, Th. 461, 648.
Holmberg, E. L. 641.
Holmboe, Jens. II, 744.
Holmes, E. M. II, 29, 80, 790, 875.
Holst, A. 811.
Holsting, Fr. II, 277.
Holt, G. W. 512.
Holtermann, C. II, 296, 621, 696.
Holtz, L. II, 118.
Holub, Emil II, 811.
Holuby, J. L. 16, 484, 485, 708.
Holway, E. W. D. 82, 114. — II, 408.
Holzfuss, E. 897, 702.
Holzinger, J. M. 214, 242, 251, 698, 700. — II, 744, 818.
Holzner II, 814.
Homeyer, II, 81.
Hook, J. M. von 78.
Hooker, J. D. 508, 525, 531, 532, 585, 589, 565, 585, 696. — II, 811.
Hooker, Sir William Jackson II, 811.
Hoog, J. 490, 647, 648.
Hooper II, 790.
Hope, C. W. 541, 554. — II, 715.
Hoppe, Eduard II, 678.
Hornbeck, Hans Baltzar II, 811.
Horniker, E. 274.
Horowitz, A. II, 818.
Horrell, E. C. 221.
Horton, F. B. II, 719.
Hotker, C. F. II, 669.
Hotop 81.
Houard, C. II, 524, 588, 589, 540, 541.
House, H. D. 515, 714. — II, 720.
Houston, A. C. 811.
Houstoun, William II, 811.
Howard, A. 24. — II, 417, 420, 858, 896.
Howard, L. O. 78.
Howe, C. D. 512, 689.
Howe, M. A. 460. — II, 127, 180, 708.
Howe, W. A. 248.
Howie, Charles II, 811.
Hû, Ch. II, 847.
Hua, H. 551, 552, 554, 659, 681, 703. — II, 822, 890.

Digitized by Google

Huber, J. 878, 585, 686. — II, 822, 895.
Huebner, Otto II, 120.
Hügel, Carl v. II, 811.
Huellen, A. van 828.
Hüthig, O. II, 77.
Hughes, Griffith II, 811.
Hugues, Lachiche 88.
Hukmann, J. II, 27.
Humboldt, F. W. H. A. von II, 811.
Hume, A. O. 466.
Hume, T. 278.
Humphrey, James Ellis II, 811.
Humphrey, John, II, 81.
Hunnewell, M. P. 321.
Hunter, J. 221.
Hunter, Robert II, 811.
Huntington, A. O. 507.
Huntington, J. W. 282, 242.
Huntley, Horace II, 790.
Hunziker, O. F. 811.
Hurst, II, 790.
Hurst, C. II, 819.
Hurst, C. P. 468.
Hus, H. T. A. II, 128.
Husek, G. II, 278.
Husnot, T. II, 811.
Hussey, Benjamin II, 811.
Hutchinson, R. R. 618. — II, 472.
Hyanis, J. E. II, 185.

Ichimura, J. II, 278.
Ihne, E. 842, 848.
Ikeda, T. 601. — II, 812.
Imbert II, 81.
Imendörffer, B. II, 818.
Imray, John II, 812.
Ingham, Wm. 221.
Inghilleri, F. 274.
Inui, T. II, 897.
Ireland, W. J. II, 791.
Irgang, G. II, 298.
Irons, E. E. 811.
Isabey, Ch. II, 867.
Isert, Paul Erdmann II, 812.
Issler, E. 415, 668. — II, 708.
Istvánffi, G. de 85, 591.
Itallie, C. van II, 81, 882.
Iterson, G. von 812.
Ivanow, L. II, 250.
Ives, F. E. II, 594, 599.
Iwanoff 50.
Iwanoff, K. 50.
Iwanoff, K. S. 298. — II, 274.
Iwanoff, L. II, 594, 603.
Iwanowski, D. II, 842.

Jaap, O. 14, 224, 897, 403. — II, 878.
Jablonowski, J. 101.
Jablonski, M. 412, 416.
Jaccard, H. 428, 709.
Jaccard, P. 344, 420, 421, 422.
Jack, Joseph Bernard II, 811.
Jackson, A. B. 466.
Jackson, B. D. 585.
Jackson, H. von 868. — II, 887.
Jackson, John II, 790.
Jacky, E. 114. — II, 878, 400, 790.
Jacobi, Arn. II, 541.
Jacobitz, E. 274, 311.
Jacobs, O. II, 726.
Jacquemont, Victor II, 811.
Jacquin 472.
Jacquin, Nicolaus Joseph Freiherr v. II, 811.
Jaczewski, A. von 566. — II, 376, 408, 422.
Jäderholm, Elof 214, 233.
Jaeger 274.
Jäger, Benedict II, 811.
Jäger, P. v. 845.
Jahn, E. 15, 66, 91.
Jahn, H. 481.
Jakabházy, S. II, 81.
Jakobasch 128, 413.
James II, 804, 805, 806, 807, 808, 809, 810, 811, 812, 813, 814, 815, 816.
Jamieson, T. II, 472.
Janczewski, E. de 455, 457, 705.
Janka, G. II, 628.
Jantzen, Mart. II, 617.
Jaquet, F. 428, 702.
Jardin, Edélestan II, 811.
Jatschewsky, A. 81.
Javillier, M. II, 82.
Jeannerett II, 812.
Jeannot, E. II, 826.
Jeanprêtre, J. 811.
Jefferson, J. Th. II, 819.
Jeffrey, Edward C. II, 688, 744.
Jeffrey, J. 686.
Jencic, A. II, 280.
Jenkins, E. H. II, 833, 858.
Jenman, George Samuel II, 812.
Jennings, H. S. II, 110.
Jennings, O. E. 81. — II, 898.
Jensen, C. 251, 398.
Jensen, O. 311.
Jensen, Orla 58.
Jepson, W. L. 528, 586.
Jess, P. 268.
Jewell, H. W. II, 719.
Jiménez, Enrique II, 821, 834.
Jochmann, G. 274, 828.
Jodin, H. 601. — II, 803.
Jodin, Victor II, 672.
Jönsson, B. 601. — II, 292. 694.
Jörgensen, E. 214, 248.
Johncock, C. F. 568.
Johnson, D. S. 602, 605. — II, 811.
Johnson, Roswell Hill 602. — II, 791.
Johnston, J. R. 127.
Johow, F. 618.
Johow, Friedrich Adalbert II, 812.
Joly de Sally 846.
Jones, Arthur Coppen II, 812.

Digitized by Google

Jones, Arthur Mowbray II, 812.
Jones, Daniel II, 967.
Jones, D. A. 221.
Jones, David T. II, 812.
Jones, L. R. 81, 329, 512, 598. — II, 884, 696.
Jones, M. E. 528.
Joos, A. 297.
Joseph, H. 274, 471, 472.
Joseph, K. II, 93, 634.
Joseph, M. 328.
Jost, L. 414, 628, 629. — II, 687, 688, 668, 665.
Juel, H. O. 98, 101, 602. — II, 812.
Jumelle, Henri 547. — II, 818, 868, 879, 889, 890, 891, 892.
Juranyi, L. II, 812.
Jurass, P. 81.

Kaalaas, B. 214, 249.
Kaerger, K. II, 822.
Kärger, O. II, 870.
Kaesewurm 74.
Kaiser, P. II, 726.
Kamerling, Z. II, 880, 895.
Kamienski, F. 549.
Kamiensky, E. 688.
Karásek, A. 865, 867, 555, 695.
Karawjajeff, W. 545.
Karges, M. II, 82.
Karpeles, J. II, 868, 874.
Karsch, A. 404.
Karsten, G. II, 807, 811.
Karsten, H. 688.
Karsten, W. II, 88.
Kasaroff, P. II, 618.
Kaserer, H. 81. — II, 541.
Kasparek, Th. 274.
Katz, J. II, 82, 88.
Kaufman, P. 690.
Kausch, C. II, 802.
Kausch, O. 274, 275.
Kawakami, T. 81, 503.
Kayser, H. 275, 298, 312.
Kayser, J. 288.
Kayserling, A. 288.
Kearney, Th. H. 517.
Keeney, G. H. II, 886.
Keissler, C. von II, 98, 594, 602.
Keller, C. 81.
Keller, Ida II, 117.
Keller, L. 707. — II, 710.
Keller, Robert 280, 441. — II, 636.
Kellerman, Karl 86.
Kellerman, W. A. 83, 84, 88, 89, 81, 102, 114, 129, 519, 665. — II, 110, 898.
Kelway, M. II, 888.
Kempel, A. II, 541.
Kendall, A. J. 275, 320.
Kennedy, Geo G. 245, 511, 518.
Kennedy, John II, 812.
Kerez, H. 275.
Kerner, F. v. II, 745.
Kertész, C. II, 541.
Kessler, H. 275.
Ketel, B. A. van II, 875.
Keuthe, W. 328.
Kew, W. Wallis II, 542.
Khoury, J. 316.
Kidder, N. T. 507.
Kidston, Robert II, 745.
Kiefer, A. II, 854.
Kieffer, J. J. 470. — II, 424, 542, 543, 544, 545.
Kienitz-Gerloff, F. II, 90, 262, 695.
Kieseritzky, G. 312.
Kiessling, B. II, 88.
Kiessling, E. II, 745.
Kiessling, F. 312.
Kiessling, G. II, 254.
Kiessling, L. 618.
Kilmer, F. B. II, 882.
Kindberg, N. C. 242.
Kindborg, A. 824.
Kindermann, V. II, 302, 618, 653, 694.
King, C. A. 98.
King, Ch. M. 521. — II, 721.
King, M. 465.
Kinkelin, F. II, 745.
Kinnicutt, L. P. 312.
Kirby, Rev. William II, 812.
Kirchner, O. 81, 130, 422. — II, 99, 112, 888, 421, 472, 478, 546, 764.
Kirk, Gabriel II, 846.
Kirk, Thomas II, 812.
Kirkwood, J. E. 524. — II, 878.
Kirstein, F. 824.
Kitt, Th. 268.
Kittel, G. II, 479.
Klar, J. 865.
Klebahn, H. 50, 114, 116, 130. — II, 894, 418.
Klebs, G. 98.
Klein, B. II, 635.
Klein, E. 824.
Klinge, Christoph Johannes II, 812.
Klinge, Joh. Christ. II, 812.
Klöcker, A. 66, 102.
Klopstock, M. 324.
Klunzinger, C. B. II, 99.
Knapp, S. A. II, 836.
Kneucker, A. 891, 437, 490.
Knight, O. W. 511.
Knös, R. II, 698.
Knoesel, Chr. 66.
Knowlton, F. H. 868, 505, 511, 522, 524, 690, 699. — II, 137, 746, 747.
Knoop, O. 884, 586.
Knuth, R. 857, 618. — II, 479.
Kny, L. II, 91, 245. — II, 629.
Kobert, B. II, 88.
Kobus, J. D. II, 819, 880, 895, 896.
Koch, A. 812.
Koch, M. II, 74, 848, 882.
Koch, W. D. J. 889.
Koehler, E M. II, 828.
Köck, G. 629.
Koehne, E. 867, 882, 460, 502, 522, 588, 561, 689, 702, 704.
Kölpin, Ravn F. II, 892.

Digitized by Google

König, J. 812.
Körnike, M. 602.
Kohaut, Franz II, 812.
Kohl, F. G. II, 89, 258, 262, 270, 678, 680, 695.
Kohlmannslehner, H. II, 726.
Koken, E. II, 819.
Kokubo, K. 275.
Kolbe, H. J. II, 546.
Kolkwitz, R. II, 95.
Kolle, W. 268.
Koning, C. J. 18.
Koning, Max L. II, 829.
Koningsberger, J. C. II, 546.
Koninski, K. 275.
Konrádi, D. 275.
Koorders, S. H. 545, 629.
Kornauth, K. 805.
Koritschaner, F. II, 75.
Korshinsky, Ssergei Iwanowitsch II, 812.
Kosaroff, P. II, 854.
Koschny, Th. F. II, 884, 885.
Kosinski, Ignacy 50. — II, 650.
Kost, A. 682.
Kostytschew, S. 51.
Kozai, Y. 299, 824.
Kraemer, G. II, 747.
Kraemer, H. II, 269.
Kraemer, N. II, 284.
Kränzle, J. II, 708.
Kränzlin, F. 549, 652.
Kräpelin, K. 586.
Kraft, E. 298.
Kraft, F. II, 728.
Kramář, U. 52, 619.
Kramers, J. G. II, 848.
Krašan, F. 339, 427, 428, 429, 480, 676, 699. — II, 820, 748.
Kraus, G. 417.
Kraus, R. 275. — II, 678.
Krause, E. II, 547.
Krause, E. H. L. 389, 390, 596. — II, 812.
Krause, Ernst 39, 632. — II, 748, 846.
Krause, F. 324.
Krause, P. 299.
Krause, R. 267.
Krebs, Henrik Johannes II, 812.
Krelage, J. H. II, 812.
Kremel, A. II, 84.
Kremers, Edward II, 816.
Krieger, K. W. 84.
Kristof, L. 480.
Krogh, Aug. II, 617.
Kropatschew, L. 440.
Krüger, F. 81. — II, 384, 402.
Krug, Carl Wilhelm Leopold II, 812.
Kruuse, C. 450.
Krylow, P. 455.
Kucera, P. 288.
Kuchs, O. M. 601. — II, 467.
Kuckuck, P. II, 119.
Kudelka, F. 81. — II, 389.
Küchenmeister, L. 82. — II, 414.
Kühl, H. II, 84.
Kühne, Willy II, 812.
Kükenthal, G. 501, 643.
Kümpel, J. II, 831, 847, 849.
Künstler, J. II, 547.
Küssner, T. 555.
Küster, C. II, 822, 856, 547.
Kuntze, Carl Ernst Otto II, 812.
Kuntze, O. 596.
Kuntze, W. 276.
Kupfer, E. M. 102.
Kupffer, K. R. 441, 442, 678. — II, 704, 718, 812.
Kurmann, Fr. II, 547.
Kurtz, F. II, 748.
Kusano, S. 28, 619. — II, 296, 347.
Kusnezew, N. 440.
Kutscher, F. 66.
Kwast, C. II, 831.
Labric II, 791.
Lachenaud, G. 219.
Lackner, C. II, 812.
Lackowitz, W. 643.
Lafar, Fr. 66.
Lagarde, J. 11.
Lagerheim, G. v. 849, 871, 880, 453. — II, 136, 480, 705, 748.
Lahaye, Abbé de la II, 812.
Laing, R. M. II, 109.
Lako 468.
Laloy 219.
Lamarlière, L. G. de 472.
Lamson, F. 645.
Lamson-Scribner, F. 21, 518, 521. — II, 335.
Land, W. G. 640.
Landes, G. II, 832, 860, 895, 896.
Landmark, A. 449.
Landsberg, B. 586.
Landrin, Ed. II, 14.
Lane, Alfred C. II, 749.
Lang, W. H. II, 679.
Langauer, F. 82.
Lange, Theodor II, 812.
Langenbeck, K. 276.
Langer, K. II, 818.
Langeron, M. 679. — II, 136, 749.
Langhoffer, A. II, 480.
Lankester, Phoebe II, 812.
Lanner, H. 598.
Lanzi, M. 90.
Lapham, M. H. II, 615.
Larbalétrier, A. 102.
Larder, J. II, 102.
Largaiolli, Vitt. II, 185.
Laronde, A. 472.
Larsen, J. A. 82.
Lassen, Holger Jorgen II, 812.
Laubert, R. 82, 343, 629, 686.
Lauffs, A. II, 85.
Laurent, Em. 98. — II, 858, 874, 880, 672.
Laurent, J. II, 801.
Laurent, L. 476. — II, 749.

Digitized by Google

Laus, H. 432.
Lauterborn, R. II, 121.
Lavergne, G. II, 358.
Laves, E. II, 85.
Lawson, Sir Charles II, 812.
Lázaro, Blas. 10.
Leach, R. E. 466.
Leavitt, R. G. 518, 586, 695, 714. — II, 276, 482, 688, 698, 719.
Leblond, Jean Baptiste II, 812.
Leclerc du Sablon 584, 643. — II, 657.
Lecomte, H. 372. — II, 819, 880, 858, 859, 887.
Ledden-Hulsebosch, van II, 35.
Ledoux, P. 619.
Ledru, André Pierre II, 812.
Lee, Alice II, 382.
Lee, L. A. 511.
Leembruggen, W. G. II, 887.
Leersum, P. van II, 875.
Lefèvre, G. 552. — II, 855.
Lefroy, Sir John Henry II, 812.
Le Gendre, Ch. 82.
Léger, E. II, 85.
Léger, L. 324, 372. — II, 126.
Le Grand, A. II, 727.
Legré, L. 372. 470. 476.
Le Gros, F. L. 288.
Legros, G. 276.
Lehmann, E. II, 130.
Lehmann, Eduard II, 818.
Lehmann, Ernest II, 865.
Lehmann, Friedrich Carl II, 818.
Lehmann, Max II, 857.
Leiblinger, G. II, 262.
Leibold, Friedrich Ernst II, 818.
Leichtlin, M. 388.
Leigh, B. R. II, 876.
Leimbach, Gotthelf II, 818.
Leiner, Ludw. II, 818.
Leisering, B. 629. — II, 482, 665, 666, 667.
Lemaire, Adrien II, 818.
Lemée, E. II, 547.
Lemmermann, E. II, 98, 97, 594, 599.
Lemmon, J. G. 528.
Lemoine, E. 382.
Le Monnier II, 818.
Lemström, S. II, 636.
Lendner, A. 16, 36, 66, 280, 478.
Lenecek, O. 680. — II, 299, 791.
Lenhartz, M. 268.
Lenton, W. H. II, 86.
Lentz 324.
Leonardi, G. II, 548.
Lepeschkin, Wl. II, 294, 622.
Lepoutre, L. 66, 329.
Le Renard 58.
Le Roy, A. 526, 678.
Lesage, P. 52, 66, 312.
Lesguillon 318.
Lesieur, Ch. 288.
Letacq, A. L. 605.
Lett, H. W. 221.
Lettau, G. 399, 400.
Letts II, 114.
Leuscher, L. II, 86.
Leuschner, E. II, 87, 88.
Leuthardt, F. II, 750.
Levander, K. M. II, 104.
Léveillé, H. 470, 471, 474, 478, 500, 502, 591, 643, 655, 695, 698, 700. — II, 811.
Levier, E. 249, 252.
Levy, E. 73, 299, 318.
Levy, F. 325.
Lewin, John William II, 818.
Lewis, A. C. II, 268.
Lewis, J. H. II, 548.
Ley, A. 463, 702.
Liburnau, J. Lorenz von sen. II, 750.
Lic-Pettersen, O. J. 448. — II, 482.
Lidforss, Bengt. 450. — II, 642.
Lieb, E. 659.
Liebermeister, G. 285.
Liebmann, Frederik Michael II, 813.
Liebus, Adalbert II, 750.
Liénard, E. II, 38.
Lignier, O. 597.
Lignières, J. 288.
Limpricht, K. G. 246. — II, 818.
Limpricht, W. 655.
Linaire, Rev. Thomas II, 818.
Lindau, G. 39, 66, 550, 656. — II, 94.
Lindberg, H. 215, 444, 647, 684.
Lindblad, M. A. 446.
Lindemuth, H. II, 857.
Linden, Jean Jules II, 813.
Lindinger, L. 417, 653.
Lindman, C. A. M. 686. — II, 488.
Lindner, P. 67.
Lindroth, J. J. 7, 116, 180. — II, 399.
Lingol II, 711.
Lingot, F. 478.
Linhart, G. 181.
Linsbauer, K. II, 645.
Linton, E. F. 468, 464, 645, 679, 697. — II, 813, 815.
Linton, William James II, 818.
Lister, A. 92.
Lister, Miss, G. 92.
Livingston, B. E. II, 612.
Litwinow, D. 457, 490.
Ljubimenko, V. II, 718.
Lloyd, C. G. 89, 127.
Lloyd, F. E. 602, 605, 630. — II, 807, 808, 487, 692, 694, 698, 702, 704, 791.
Lochmann, F. 325.

Digitized by Google

Lock, C. G. W. II, 856.
Lockart, David II, 818.
Lode, A. 52.
Lodge, F. A. II, 818.
Loeb, L. M. 288, 289.
Loebner, M. II, 487.
Löns, H. 898.
Loesener, Th. 500, 596, 668.
Löfgren, A. II, 822.
Loeske, L. 224.
Löw, Imm. II, 819.
Loew, O. 299. — II, 840.
Löwenthal, R. II, 878.
Lohmann, H. II, 126, 594, 599, 608.
Lohmann, J. C. II, 696.
Lojacono-Pojero, M. 488.
Lomax, J. II, 750, 751.
Lombard II, 854.
Lommel 78. — II, 825.
Lonay, H. II, 288.
Long, Edward II. 818.
Long, W. H. 118.
Longcope, W. T. 289.
Longo, B. 482. — II, 96.
Longyear, B. O. 21, 82.
Lookenen, C. J. N. van II, 874.
Lopriore, G. II, 280, 408, 651.
Lorenz, Theodor II, 186.
Lorenz, v. Liburnau, J. R. II, 181, 187.
Loretz II, 9.
Lotsy, J. B. 591.
Lovell, J. H. II, 487.
Low, H. E. II, 860.
Lowe, Edward Joseph II, 818.
Lowell, Augustus II, 813.
Lowell, Percival II, 818.
Lozeron, H. II, 99, 595, 604.
Ludwig, A. 415.
Ludwig, F. II, 488, 548.
Lüdi, Rud. 98.
Lühn, Fr. II, 88.
Lürssen, Ch. II, 707.
Lüstner, G. 82. — II, 411.
Luetkemueller, J. II, 128, 274.
Lulham, R. B. II, 685.
Lumia, C. II, 858.
Lunan, John II, 818.
Lunt, William II, 813.
Luther, A. 619.
Lutz, L. 11, 47, 488. — II, 92.
Lutz, K. G. 889.
Lutzenberger, H. 417.
Lynch, R. J. 665, 700.
Lyon, H. L. 602. — II, 682.

Macadam, R. K. 89.
Mac Callum, W. B. 619. — II, 658.
Mac Callum, W. G. 94, 821.
Mc Alpine, D. 30, 31, 82, 181. — II, 889, 408, 424.
Macchiati, L. II, 188, 809.
Mc Coy, F. II, 751.
Mac Donald II, 489.
Mac Dougal, D. H. 522, 605. — II, 624, 687, 657, 678.
Macfadyen, Allan 294. — II, 627, 682.
Macfadyen, James II, 818.
Mac Farlane, J. M. 465, 591.
Macfarlane, Rev. George II, 818.
Mc Ilvaine 89.
Mac Kay, A. H. 848.
Mac Kenney, R. E. B. II, 688.
Mackenzie, D. II, 818.
Mackenzie, K. E. II, 721.
Mackenzie, K. K. 519, 687.
Mac Millan, C. 602. — II, 110, 127.
Macnab, Gilbert II, 818.
Mc Nary, John II, 485.
Macoun, J. M. 460, 461.
Mac Owan, P. 561.
Mac Pherson, J. 365.
Macrae, James II, 818.
Mc Vaughton, C. H. II, 862.
Macvicar, S. M. 221, 222.
Mader, J. 825. — II, 548.
Maerter, Franz Joseph II, 818.
Magnin, A. 11, 219, 474, 475, 656, 707, 708. — II, 99, 815.
Magnus 274.
Magnus, P. 58, 82, 94, 118, 119, 680, 642. — II, 118, 887, 397, 728, 791.
Magnus, Werner II, 862.
Mágocsy-Dietz, S. A. 680. — II, 805, 812.
Maheu, J. 218, 219. — II, 279.
Maiden, J. H. 562, 568, 698, 694. — II, 829, 862.
Maige, A. II, 287.
Main, F. II, 880, 881, 852, 871, 879, 895, 897.
Maire, R. 58, 104, 110, 474, 488. — II, 404.
Makino, T. 502, 508, 656. — II, 718.
Malart, A. E. II, 97.
Malenkovič, B. 58.
Malguth, Rudolf 619. — II, 489.
Malhoff, K. 15, 82. — II, 870, 878, 548.
Malinvaud, E. 469, 470, 471.
Mallinson, J. W. 844.
Malme, G. O. A. 581, 586, 587, 660.
Malte, M. O. II, 272.
Malthouse, G. 82.
Malvoz, E. 268.
Maly, C. F. J. 487.
Maassen, A. 58.
Mandeville, Henry John II, 818.
Mandon 471.
Mangin, A. II, 751.
Mangin, L. 92. — II, 841.
Mann, C. II, 41.

Digitized by Google

Mann, R. L. 518.
Mannich, C. 378. — II, 41, 42, 876, 879, 881, 882, 889, 892, 898, 894
Mansel-Pleidell, John C. II, 818.
Mansion, A. 251.
Maquenne, L. II, 671.
Marcailhou-d'Aymeric, A. 476, 711.
Marcailhou-d'Aymeric, H. 476, 711.
Marcello, L. 482.
March, M. J. W. II, 792.
March, Thomas William II, 818.
March, William II, 818.
Marchal, E. 18, 82, 102. — II, 378, 875, 879, 887.
Marchal, P. II, 549.
Marchis, F. de 104.
Marchlewski, L. II, 271, 818, 815.
Marckwald, E. II, 48.
Marechal, J. 490.
Margosches, B. M. II, 878.
Mariani, G. II, 652.
Marias Campbell, R. II, 779.
Marie, Edouard Auguste II, 818.
Maries, Charles II, 818.
Mariz, B. de 478.
Mariz, J. de 478.
Markowitsch, M. W. II, 718.
Marmier, L. 276.
Marmorek, A. 289.
Marnock, Robert II, 814.
Marpmann 67.
Marpmann, G. 289.
Marpmann, O. II, 406.
Marquand, D. E. 471.
Marr, Th. II, 880.
Marschall, C. R. II, 44.
Marschall, F. 276.
Marsh, O. C. II, 751.
Marshall, Ch. E. 318.
Marshall, E. S. 462, 467, 468. — II, 706.
Marshall, Moses II, 814.
Marshall, W. B. II, 48, 847, 870.
Marsson, M. II, 95.
Martel, H. 289.
Martelli, U. 485, 488, 545, 655.
Martin 276.
Martin, Ch. Ed. 16, 29, 123.
Martin, Joseph II, 814.
Martindale, J. A. 252.
Martin-Dupont, H. II, 872.
Marton, G. H. II, 758.
Marty, Pierre II, 751.
Maslen II, 751.
Massalonge, C. 216. — II, 549, 791.
Massart, J. 289, 602, 619. — II, 126, 802, 818, 677.
Massat, E. 85, 299, 318.
Massee, G. 12, 40, 74, 88, 102, 119.
Masselin, E. J. 269.
Masson, Francis II, 814.
Masters, M. T. 344, 388, 488, 526, 640, 680, 696. — II, 792, 798, 794, 795, 796, 804, 806, 808, 811, 812, 818, 814, 816.
Mathews, William II, 814.
Matouschek, Fr. 227, 228, 598. — II, 490.
Matruchot, L. 74, 94. — II, 120, 264, 822, 845, 626.
Matsumura, J. 501, 502, 508, 664, 687.
Mattei, Ettore II, 490.
Mattei, G. E. 619. — II, 491.
Mattei, Jérôme II, 814.
Matthaei, Gabrielle L. C. II, 855, 626.
Matthew, G. F. II, 752.
Mattirolo, O. 602.
Matzuschita, T. 269, 289.
Mault, A. II, 862.
Maumené, A. II, 726, 727, 859.
Maurizio, A. 105.
Mawley, R. 342.
Maximow, N. A. 54. — II, 681.
Maxon, W. R. 22. — II, 718, 718, 728, 727.
Maxutow 300.
Maxwell 472.
May II, 807.
May, D. W. II, 851.
Mayden, Sidney II, 796.
Mayenburg, Ottomar Heinsius von 58.
Mayer, A. 67, 708.
Mayer, C. II, 522, 549.
Mayer, C. J. 429.
Mayer, E. 276.
Mayerhoff, Carl Julius II. 814.
Mayor, E. 119. — II, 400.
Mayr, G. II, 549.
Mayr, H. 88.
Maza, Manuel Gomez de la II, 814.
Mazé, Hippolyte Pierre II, 814.
Mazé, P. 54, 300. — II, 672.
Mazza, A. II, 96.
Mead, Richard II, 814.
Mearns, E. A. 658.
Medeiros, M. A. de II, 842.
Medicus, L. II, 44.
Medwedjew, J. S. 640.
Meehan, S. M. II, 729, 814.
Meehan, Thomas II, 491, 729, 814.
Meier, W. H. D. 598.
Meierhofer, N. II, 294.
Meigen, W. 414.
Meijer, A. 67.
Meinecke, G. II, 810, 819.
Meinshausen, K. Fr. 648.
Meissner, R. 67.
Melsheimer, Max II, 549, 796.
Melvill, James Cosmo 673. — II, 814.
Mende, O. 865.

Digitized by Google

Mendelssohn, Maurice II, 93, 684, 647.
Ménier, C. 90.
Mennechet, L. A. 691. — II, 814.
Menon, O. K. II, 877.
Mentz, A. 824, 898, 896, 448, 586. — II, 752.
Menzi, H. 825.
Mercado, Ch. de II, 882.
Mereschkowsky, C. II, 598, 595, 597, 598, 600, 601, 608.
Merker 885. — II, 44.
Merlin, A. A. II, 595, 599.
Merrill, E. D. 459, 506, 518, 645.
Merritt, William II, 796.
Metayer, J. 884.
Metcalf, H. 829. — II, 884.
Metcalf, R. E. II, 719.
Metzner, Reinh. II, 491.
Meulenhoff, J. S. 59.
Meunechet II, 44.
Meunier, Fernand II, 752.
Meunier, St. II, 752.
Meusburger 818.
Meyer, A. 290. — II, 268, 274, 728
Meyer, Arthur 54.
Meyer, C. F. G. II, 45.
Meyer, F. 290.
Meyer, J. G. 385.
Meyer, L. 384.
Meylan, Ch. 219, 245. — II, 709.
Meyran, O. 856, 474.
Mez, C. 851, 589, 691.
Miani, D. 59. — II, 426.
Michaux, André II, 814.
Michaux, François André II, 814.
Micheli, M. 582, 666. — II, 814.
Middleton, T. H. 88.
Miehe, Hugo II, 640.
Mieville, R. II, 885.
Migula, W. 84, 246, 254, 686. — II, 97, 111, 657.
Mildbraed, J. 225.
Miliarakis, Spyr. II, 657.
Millardet, Alexis II, 814.
Millardet, Pierre-Marie Alexis II, 814.
Milhe-Poutingon, A. II, 841.
Miller, Emerson E. II, 45.
Miller, Emerson R. II, 45.
Miller, G. S. 510, 516.
Miller, H. 401.
Miller, H. H. 521.
Miller, W. 365. — II, 725.
Mills II, 796.
Mills, J. W. 88.
Millspaugh, Charles Frederick 584. — II, 814.
Milthers, V. II, 742.
Minden, M. von 94.
Miquel, F. 269.
Miranda, V. II, 840.
Mirande, M. II, 297.
Mismahl, F. II, 862.
Missbach, R. 889.
Mitlacher, W. II, 45, 728, 886.
Miyabe, K. II, 106.
Miyake, K. II, 270, 695, 718, 728.
Mociño, Jose Mariano II, 814.
Model, A. II, 46.
Moebius, M. II, 87.
Möller, A. 40, 290, 619.
Möller, Hjalmar II, 752.
Möller, O. II, 705.
Moeller, Otto 892.
Möllmann, G. 224, 404.
Mönkemeyer, W. 211, 216, 246. — II, 549.
Mörner, C. 124.
Moesz, G. II, 98, 595, 602.
Mohr, J. II, 858.
Molineux, A. II, 882.
Molisch, H. 318, 490, 680. — II, 48, 257, 271, 618, 681, 688, 694.
Moll, J. II, 822.
Moll, J. W. II, 673.
Moll, Karl Marie Ehrenbert Freiherr v. II, 814.
Moller, A. F. 848, 872, 880. — II, 48, 824, 826, 848, 846, 850, 860, 868, 867, 869, 872, 878, 876, 888, 888.
Moller, E. A. 878.
Molliard, M. 41, 181. — II, 120, 264, 822, 845, 424, 550, 626, 796.
Molyneux, H. E. 666.
Monnier, U. 90.
Montani, A. II, 684.
Montemartini, L. 119. — II, 408.
Monteverde, Manuel de II, 814.
Montgomery, T. H. 638.
Moore, R. A. 88.
Moore, S. 489, 561.
Moore, S. L. M. 551.
Moore, Sp. 638, 656, 660, 678, 687, 708.
Moore, V. A. 276, 825.
Morales, Sebastian Alfredo de II, 814.
Morel, F. 475, 700.
Morello, G. 827.
Moretti, Giuseppe II, 814.
Morgan II, 52.
Morgan, A. P. 21, 102, 181.
Morgan, E. C. 880.
Morgenroth 825.
Mori, Antonio II, 814.
Moritz II, 480.
Moritz, J. II, 450.
Moritz, Johann Wilhelm Karl II, 814.
Morot 41.
Morrell, Jennie M. H. 511. — II, 821.
Morris II, 796.
Morris, Daniel, II, 814.
Morris, E. L. 648.
Morse, E. W. II, 348.
Mortimer, W. Golden. II, 856.
Morton, R. 591, 594.

Digitized by Google

Moseley, Henry Nottidge II, 814.
Mosse, M. 267.
Mosséri, Victor II, 874.
Moteley 488. — II, 650, 796, 797.
Mott, F. S. II, 797.
Mottareale, G. 41, 105. — II, 385, 392, 424.
Mottet, S. 640, 696, 709.
Mouillefarine, E. 846, 429, 681.
Müller, A. 818.
Müller, C. (Hal.) 287.
Müller, K. (Freiburg) 225, 288.
Müller, Fr. C. 594.
Müller, Fritz II, 402.
Müllerklein, Alex. II, 550.
Müller-Thurgau, H. 88. — II, 550.
Müllner, M. A. II, 550.
Müntz, A. II, 826.
Münzberg, A. II, 624.
Muir, R. 269.
Mukerji II, 880.
Muldrew, W. H. 461.
Mundt, W. 582, 665.
Munro, William II, 814.
Muratet 74.
Murbeck, Sv. 602, 619. — II, 268, 808, 804.
Murdoch, J. 511.
Muret, E. 425.
Murr, J. 850, 881, 427, 428, 638, 668, 678, 676. — II, 822, 710.
Murray, G. II, 758.
Murray, George Robert Milne II, 815.
Murrill, W. A. 21, 41. — II, 882.
Mussa, E. 678.
Mutchler, F. 21.
Muth, F. 630.

Nagano, J. 325.
Nagel, Willibald A. II, 649.
Nagelvoort, J. B. 708.
Nalepa A. II, 551.
Nanninga, A. W. II, 854.
Nasarow, M. 276.
Nash, G. V. 547, 652.
Nathansohn, A. 800.
Nathorst, A. G. II, 753, 754.
Navarrete, A. II, 856, 895.
Nectoux II, 815.
Neger, F. W. 88, 108, 486, 565, 678. — II, 410, 411.
Neill, Patrick II, 815.
Neljubow, D. II, 852.
Nelson, A. 871, 522, 528.
Nelson, E. 506, 678.
Nemec, B. 681. — II, 268, 637, 689, 661.
Nencki, Marcelli II, 815.
Nestler, A. 864. — II, 48, 854.
Neubaur II, 825.
Neubauer, H. 41. — II, 814.
Neubert, Richard II, 644.
Neubert, W. II, 725.
Neukirch, H. 74, 881.
Neukirch, M. 269.
Neuman, L. M. 898, 684.
Neumann, R. 847, 412.
Neuville, H. 67. — II, 887, 854.
Neuwirth, V. 432. — II, 710.
Nevill, R. S. II, 856.
Newcombe, Fred. C. II, 646, 647, 648.
Newman, C. C. 88. — II, 409.
Newman, C. L. II, 889.
Newton, B. R. II, 754.
Newton, E. T. II, 754.
Nicastri-Vulcano, R. II, 551.
Nicholle, Henry Alfred Alford II, 815.
Nicholson, W. A. 700.
Nicholson, W. E. 222, 280.
Nicolau 73.
Nicolle, Ch. 276.
Nicoloff II, 797.
Nicoloff, Th. 688.
Niederlein, G. 866. — II, 819.
Niederstadt, B. II, 49, 882.
Nielsen, J. C. II, 551.
Nieuwenhaus, M. 620.
Nieuwenhius-Uexküll, Margarete II, 492.
Nikitin 276.
Niles, G. 885.
Niles, G. St. 591.
Nilsson, A. 887, 888, 889, 444, 450, 451, 452. — II, 104.
Nilson, Berger 444.
Nishikawa, T. II, 125.
Niven, Walter N. II, 754.
Noack 620.
Noack, Fr. 10. — II, 886, 498, 552.
Nobbe, F. 818.
Nock, W. II, 815.
Noël, P. II, 552.
Noelli, A. 120.
Növgaard, V. A. 181.
Noll II, 797.
Noll, E. II, 268, 812.
Noll, F. 589, 602. — II, 494, 689, 677.
Noll, Fr. II, 855.
Noll, J. J. II, 720.
Nordström, K. B. 897.
Norman, J. M. 448.
Northrop, Alice Belle 588. — II, 815.
Northrop, John Isaiah II, 815.
Norton, A. H. 510.
Norton, J. B. S. 88, 103, 522.
Notö, Andr. 448.
Nouffland, Ch. II, 877.
Novak, Th. 657. — II, 284.
Novy, F. G. 276.
Noyes, E. B. II, 727.
Nye, H. A. 844, 701. — II, 494.

Oborny, A. 480.
O'Brien, Abigail A. 54. — II, 626.

Digitized by Google

Odell II, 797.
Odin, G. 68.
Odorisio, P. II, 879.
Oersted, Anders Sandoe II, 815.
Oestrùp, E. 545.
Oestrup, G. II, 595, 606.
Offner, J. 90.
O'Gara, P. J. 84.
Oheimb, F. V. 881.
Okamura, K. II, 105.
Ohlmacher, A. P. 290, 291.
Ohlmüller 818.
Ogterup, A. II, 707.
Olive, E. W. 94.
Oliver II, 797.
Oliver, Ch. A. 800.
Oliver, F. W. 602, 696. — II, 755.
Olschanetzky 826.
Olsson, P. 446.
Omang, S. O. F. 674.
Omelianski, W. 277, 318, 814.
Ono, N. 59.
Onorato, R. 277.
Oppel, A. 874. — II, 866.
Oppenheimer, C. 269.
Orcutt, C. R. 666.
Ordel II, 797.
Orlowsky, E. F. 59.
Orr, E. II, 719.
Ortenblad, Th. 444.
Ortlepp, K. 418, 605.
Orton, N. II, 590.
Orton, W. A. 84. — II, 418, 867.
Osmar, C. II, 797.
Osmun, A. V. II, 719.
Ossa, José Antonio de II, 815.
Ostenfeld, C. H. 885, 892, 895, 448, 448, 449, 459, 543, 544, 586, 646, 701. — II, 94, 595, 608, 606, 705.
Osterhout, G. E. 522, 674.
Osterhout, W. J. V. II, 267.
Osterwalder, A. II, 552.
Ostwald, L. 859.
Ostwald, Wolfg. II, 94, 595, 599.
Othmer, B. II, 726.
Ott, E. II, 684.
Otto, Carl Friedrich Eduard II, 815.
Otto, R. II, 243, 245, 250, 252, 258, 256, 841.
Oudemans, C. A. J. A. 18, 41. — II, 878, 874.
Overton, J. B. 608. — II, 268, 806, 494.
Oviedo, Gonzalo Fernandez de Oviedo y Valdés II, 815.
Oxamendi, Juan Calixto II, 815.

Paczosky, J. 848. — II, 718.
Paddock, W. 84.
Pagliani, L. 814.
Paichère II, 31.
Paiheret, F. 270.
Palibin, J. W. 456, 491. — II, 718, 805.
Palisot, Ambroise Marie Joseph Baron de Beauvois II, 815.
Palla, E. II, 50.
Palladin. W. II, 257.
Palmer, Ch. E. 467.
Palmer, W. II, 718, 821.
Pammel, L. H. 21, 814, 521. — II, 885.
Pampaloni, L. II, 755, 756.
Pampanini, R. 426.
Panek, J. 482.
Pannatier, J. 425. — II, 709.
Pantanelli II. 814.
Panten, J. 586. — II, 657.
Pantocsek, Josef II, 98, 595, 599, 601, 602, 606.
Pantu, Z. C. 385, 435, 486. — II, 712, 728.
Papasotiriu, J. 814.
Pappenheim, A. 291.
Papstein, A. 871. — II, 856.
Paratore, E. 330. — II, 880.
Pardé, L. II, 861.
Paris 234, 285, 286.
Paris, G. II, 50.
Parish, S. B. 506, 524, 525, 526, 620, 648, 674, 702, 708.
Parker, Charles Sandbach II, 815.
Parkinson, John II, 815.
Parry, Charles Christopher II, 815.
Pascher, A. II, 710.
Paschkis, H. 68.
Passarge, Siegfried II, 756.
Passerini, N. II, 628, 671.
Passini, A. 826.
Passini, F. 826.
Paszkiewicz, L. II, 840.
Patin, Ch. II, 858.
Patouillard, N. 24, 27, 30, 41, 127. — II, 370.
Patschoskow, J. 488.
Patterson, F. W. 21.
Patterson, Fr. II, 861.
Paton, John 86.
Paul II, 728.
Paul, H. 225.
Paulin, A. 429.
Paulsen, F. 587.
Paulsen, Ove 895. — II, 797.
Paulsen, Ove Wilhelm II, 815.
Pavon, José II, 815.
Pax, F. 847, 849, 850, 656, 679. — II, 757.
Payez, Vévrance II, 815.
Payne, C. H. 867.
Payran, V. II, 50.
Peacock, W. II, 835.
Pears, Francis II, 887.
Pearson, H. H. W. 490, 660. — II, 715.
Pearson, K. II, 822, 382.
Pearron, W. H. 222.
Pease, A. S. 518.
Péchoutre, F. 608. — II, 812.

Digitized by Google

Peck, Ch. H. 22, — II, 720.
Peck, Hm. Fred. II, 887.
Peckolt, Th. 591. — II, 50, 828.
Peil 898.
Peirce, G. J. 526, 640. — II, 127.
Peirce, G. P. 211.
Peglion, V. 9. — II, 871, 885, 888, 422, 553.
Pellata, M. A. 681.
Penhallow, D. P. II, 757, 758.
Pennel II, 889.
Pennington, Miles Stuart 120.
Penzig, O. 27, 481, 546. — II, 716, 798.
Peala, P. II, 758, 759.
Percival, J. 84. — II, 270, 798, 887.
Pereira Coutinho, A. X. 479.
Perkin, A. G. II, 861.
Perkins, J. 856, 859, 581, 681, 690, 709.
Pernot, E. F. 814.
Perrédes, P. E. F. II, 279.
Perrier de la Bathie 547. — II, 826, 884.
Perrot, E. 880, 547, 631. — II, 52, 299, 798, 846. — Em. 11, 90. — II, 876.
Perrottet, George Samuel II, 815.
Pertius II, 884.
Péterfi, M. 228, 246.
Peters, E. J. 868, 882, 490.
Peters, J. II, 887.
Peters, J. G. 528.
Peters, W. II, 52, 58.
Petit 269.
Petit, L. II, 269.
Petit, P. II, 596, 606.
Petitmengin, M. 15, 428, 478. — II, 711.
Petraschek, W. II, 759.
Petrie, D. 564.
Petrow, N. 291.
Petry, H. 669.
Pettersson, A. 814.
Petty, S. L. 466.
Petunikow, A. N. 440.
Pfaundler, M. 800.
Pfeiffer II, 374.
Pfeiffer, A. 269.
Pfeiffer, H. 828.
Pfeiffer, R. 826.
Pfersdorff, F. 299.
Pfitzer, E. 881, 587, 645.
Pfreimbtner, J. 826.
Pfuhl 55, 88, 401.
Pfuhl, A. 277.
Pfuhl, E. 277.
Pfuhl, F. 587.
Phelps, E. B. 807.
Philibert, Henri 211. — II, 815.
Philipps, R. A. 464.
Phisalix, C. 95.
Phisalix, G. 826.
Picarda, Louis II, 815.
Piccioli, L. 680. — II, 846.
Piccone, A. II, 815.
Pick, F. 881.
Pieper, G. R. 896. — II, 707.
Pierce, N. B. 84. — II, 409.
Pierre II, 558, 869, 889.
Pieters, A. J. 518.
Pilger, R. 548, 549, 591, 645.
Pillichody 428.
Pinchbeck, G. II, 798.
Pinochet, A. C. II, 846.
Pinolini II, 886.
Pinoy 86.
Pion, A. 884.
Piorkowski 828.
Piotrowski, T. 815.
Piper, C. V. 528, 665.
Pirotta, R. 554, 598. — II, 288, 289, 809.
Pischinger, E. 620.
Pitard 472. — II, 118.
Pittier, Enrique II, 821, 847, 850, 851, 852.
Planellas, José II, 815.
Plant, H. C. 74.
Plateau, Fel. II, 494, 495.
Plée, Auguste II, 815.
Plehn, M. 826.
Plemper van Balen II, 874.
Pleydell, John Clavell Mansel II, 815.
Plitzka, A. II, 798.
Ploner, J. 620.
Plowman, A. B. II, 686.
Plowright, Ch. B. 120, 131. — II, 874.
Plumier, Charles II, 815.
Plummer, J. II, 862.
Pockett, Thos. W. II, 799.
Podpera, J. 228, 229, 251, 488, 437, 645. — II, 712.
Podwissotzki, W. 92.
Poeppig, Eduard Friedrich II, 815.
Pösch, K. 16.
Poeverlein, H. 416, 592. — II, 708.
Pohl, W. II, 554.
Pohle, R. 440.
Poisson, J. 533, 679, 708. — II, 672.
Poisson, Eugène II, 867.
Poisson, M. L. II, 871.
Poiteau, Pierre Antoine II, 815.
Pokorny-Fischer 587.
Pollacci, G. II, 619.
Pollard, Ch. L. 22, 506, 516, 518, 521, 588, 688, 687, 714. — II, 720.
Pollatscheck, Paul II, 858.
Pollock, Jas. B. 608. — II, 799.
Poncet, A. 74.
Pons, E. 669.
Ponthieu, de II, 815.
Poole, H. S. II, 759.
Poore, G. V. 815.
Popovics, A. II, 96.
Porsild, M. P. 249, 457. — II, 111, 705.
Portele, K. II, 554.
Portheim, L. von 674.
Posthumus, L. 469.

Digitized by Google

Potel, H. II, 881.
Potonié, H. 594, 681, 689. — II, 88, 682, 704, 759, 761, 777.
Potter, M. C. 84, 880. — II, 882.
Pottier 815.
Potts, G. 95.
Poulain, A. II, 888.
Poulsen, O. 548, 544.
Poulsen, V. A. II, 291.
Powell, Henry II, 815.
Pozzi-Escot, M. E. 59.
Praeger, R. II, 496.
Praeger, R. L. 886, 468, 464. — II, 706.
Praetorius 848.
Prahl, P. 396.
Prain, D. 652, 687.
Prall, F. 318, 815.
Pratt, P. 466.
Prax II, 815.
Preda, A. 495. — II, 349.
Preissecker, K. 708. — II, 799, 857, 858.
Preisz, H. 277.
Prenleloup, L. A. II, 815.
Prescott, S. C. 815.
Prestoe, Henry II, 815.
Preston, C. E. 605, 631.
Preup 841.
Preuss II, 58.
Preuss, H. 899. — II, 707.
Preuss, P. 365, 880. — II, 820, 821, 838, 850, 860, 878, 898.
Preyer, Axel 68. — II, 554, 829, 840, 841, 848, 851, 872.
Preyss, W. v. 297.
Price, R. H. II, 845.
Prichard, M. 666.
Prillieux, Ed. 108.
Prinsen-Geerhings, H. C. II, 881, 896.
Prince, F. C. 512.
Prior, Richard Chandler Alexander II, 815.
Prisse d'Avennes 480.
Probst, Otto II, 802.
Procopianu-Procopovici, A. 485, 486.
Prohaska 429.
Proskauer, B. 280.
Protic, G. II, 96.
Prowazek, S. 92, 274. — II, 98, 268, 684.
Prudhomme, Em. II, 828.
Prudhomme, R. II, 875.
Prudon 85.
Prunet, A. 85. — II, 413.
Puchner, P. A. 413.
Puech 471.
Pugsley, H. G. 468.
Pugsley, H. W. 696.
Pulst, C. 55.
Purdie, William II, 815.
Purdy, Carl 506.
Purjewicz, K. II, 862.
Purpus, A. 881.
Pursh, Friedrich Traugott II, 815.
Pury, H. de 315.
Putnam, B. L. 648.
Puttemans, H. II, 868.
Pynaert, Ch. 642, 645, 648, 698.

Quélet, L. 11, 124. — II, 815.
Quelle, F. 211, 225.
Querton, L. II, 686.
Queyrot, J. 277.
Quincy, Ch. II, 799.
Quintance, A. L. II, 878.
Quintaret, G. II, 890.

Rabaud, Etienne II, 554, 799.
Rabenhorst, L. 41, 246.
Rabinowitsch, L. 277.
Raciborski, M. 85, 603, 681. — II, 868, 496, 698, 699, 715, 799.
Rackow, H. II, 880.
Racor II, 799.
Radaeli, F. 826.
Radde, G. 440.
Radlkofer, L. 565.
Raeymaekers II, 761.
Rainford, E. H. II, 554.
Raitschenko, A. 95. — II, 184.
Rakete, R. 596.
Ramage, G. A. II, 815.
Rambousek 818.
Ramirez, J. 596, 696, 711.
Ramsley, Fr. II, 497.
Ranojević, N. 8.
Rand, E. L. 514, 674.
Rapp, R. 59, 62, 68.
Rappin 800.
Rapuc II, 827.
Rassmann, E. 480, 481.
Raudnitz, R. W. 59.
Raunkiär, C. 892. — II, 828, 497.
Ravaud 219.
Ravaz, C. II, 849.
Ravn, Kölpin F. 898, 548, 544.
Ravn, Peter II, 816.
Rawson, Sir William II, 816.
Ray, J. II, 861.
Raymondaud, E. 631. — II, 799.
Reader, F. M. 568.
Reader, H. P. 467.
Rechinger, K. 887, 480. — II, 554.
Redeke, H. C. II, 97, 596, 604.
Reeb II, 60, 61, 255.
Reeb, E. II, 884.
Reed, H. S. 510. — II, 658.
Reed, Minnie II, 114.
Regaud, Cl. 277.
Reh, L. 587.
Rehm, H. 84. — II, 804.
Reiche, C. 620. — II, 697.
Reichel, Fr. II, 895.
Reichelt, H. II, 596, 602.
Reichenbach, H. G. fil 889.
Reichenbach, H. G. L. 889.
Reid, Clement 222. — II, 762, 767.
Reidenbach, Ph. 326.
Reimers II, 55.

Digitized by Google

Rein, Johannes Justus II, 816.
Reineck, E. M. 535.
Reinecke 418. — II, 818.
Reinecke, F. II, 829, 852.
Reinhardt, K. W. 815.
Reinitzer F. 85.
Reinke, J. 620. — II, 261, 328, 658.
Reiser, O. 296.
Relator 85.
Remlinger, P. 269.
Remy, Th. 315, 380.
Renaudet, George II, 820.
Renauld, F. 286, 252.
Renault, B. II, 762, 768.
Rendle, A. B. 500, 561, 675.
Rennert, R. J. 608.
Reppert, F. 521.
Resvoll, T. R. 587.
Retzdorff, W. 408.
Retzlaff, Friedrich II, 55.
Reuter, Adolf II, 816.
Reuter, Enzio II, 555.
Revedin, P. 665.
Reynaud, G. 277.
Reynier, A. 476.
Reynoso, Alvaro II, 816.
Rey-Pailhade, C. de 471, 679.
Rice, W. S. 524.
Rich, F. A. II, 696.
Rich, P. 698.
Rich, W. P. 508, 518, 514.
Richard, Louis Claude Marie II, 816.
Richards, E. H. II, 185.
Richards, H. M. II, 673.
Richen, G. II, 710, 728.
Richer, G. 428.
Richer, P. 608.
Richter, II, 86.
Richter, A. 486.
Richter, André 68. — II, 630.
Richter, A. P. F. 315.
Richter, L. 313.
Richter, W. A. II, 556.
Richters, F. 252.
Rickards, B. R. 277, 278.
Ricker, P. L. 22.
Rickmann 74.
Ricksecker, AlfredEdmund II, 816.
Ricksecker, Mrs. Leonora Agnes II, 816.
Ricôme, H. II, 298, 681.
Riddle, L. C. II, 110.
Riddlesdell, H. J. 468, 467.
Rideau, L. II, 877.
Rieder, H. 278.
Riedle, Anselme II, 816.
Ridley, H. N. 28, 545, 642. — II, 840.
Rigler, G. von 815.
Rijn, van II, 56.
Rikli, M. 386, 687. — II, 498.
Rimbach, A. 631. — II, 669.
Rippa, G. 619, 684, 695. — II, 490, 498.
Rist, E. 816.
Ristori, G. II, 768.
Ritchie, J. 269.
Ritter, C. II, 556.
Ritter, Karl II, 816.
Ritter, H. von 68.
Ritzema-Bos II, 374, 375, 356, 858.
Rivas, D. 278.
Rivera, Don Manuel J. II, 498.
Rivière, Ch. II, 832, 885, 841, 845, 878, 872, 879.
Roberts, H. F. 664. — II, 862.
Robinson, Anthony II, 816.
Robinson, B. L. 506, 507, 509, 510, 512, 514, 589, 689, 681, 698. — II, 728.
Robinson, J. F. 464. — II, 706.
Rodeck, Emil II, 816.
Rodigas, Emile II, 816.
Rodrique, A. II, 645.
Rodriguez, J. B. 535.
Rodway, L. 563.
Röll, J. 229.
Rörig, 620.
Rogasi, G. 600.
Rogers, L. A. 808.
Rogers, W. M. 463, 464. — II, 706.
Rohlena, J. 438, 437, 438. — II, 712.
Rohr, Julius Philipp, Benjamin II, 816.
Rolfe, R. A. 664.
Rolfs, F. M. 181. — II, 425.
Rolffs, J. 597. — II, 56.
Rolland, L. 85, 86, 55, 90, 124.
Rollin II, 889.
Rolly 801, 802.
Romburgh, P. van 659. — II, 869, 888, 884.
Romell, L. 27.
Rommel, W. 68, 817.
Rompel, Josef 225.
Rordam, K. II, 768.
Rosa, Daniel II, 828.
Rosa, Fr. de 86.
Rosam, A. 816.
Rose, J. N. II, 821.
Rosen, F. 291, 689.
Rosenberg, O. 570, 608.
Rosenberger, R. C. 278.
Rosendahl, H. V. 872.
Rosenstock II, 708, 710.
Rosenthal, G. 278, 302.
Rosenthaler, L. II, 56.
Rosenvinge, P. Kolderup 895. — II, 131, 668.
Rosin, H. 267.
Ross, D. II, 706.
Ross, H. 888, 688.
Rossi, G. de 278.
Rost, E. R. 278.
Rostrup, E. 6, 29, 892, 893, 545. — II, 882, 876.
Rostrup, O. II, 875.
Roth, F. II, 861.
Roth, F. W. E. II, 806.
Rothe, R. 502, 517. — II, 726.
Rothert, W. 95. — II, 648.
Rothpletz, A. II, 763.

Digitized by Google

Rothrock, Joseph Trimble 702, 711. — II, 816.
Rottenbach, H. 419. — II, 708.
Rousseaux, E. II, 826.
Roux, N. 475.
Rouy, G. 469, 470, 471, 478, 587, 708, 712.
Rowland, S. II, 626.
Rowlee, N. W. 506.
Royers, H. 597.
Ruata, G. Q. 269.
Rudberg, A. 446. — II, 705.
Rudder, A. II, 861, 862.
Rudolph 418.
Rudolph, J. 648.
Rübsaamen, Ew. H. II, 556, 557, 562, 568, 564.
Rükheim, W. II, 726.
Rüse, Albert Heinrich II, 816.
Rugel, Ferdinand II, 816.
Ruhland, W. 95, 549, 677. — II, 378, 410, 416.
Ruiz, Hipolito II, 816.
Rullmann, W. 816.
Rupert, J. II, 812.
Rusby, H. H. 880, 564.
Russell, N. L. 308, 816, 817.
Rutot, A. II, 764.
Ryan, John II, 816.
Rydberg, P. A. 507, 512, 515, 522, 592, 652, 667, 694, 702. — II, 799.
Ryff, Walther II, 816.
Rymowitsch, F. 278.
Rysselberghe, Fr. van II, 98, 695.

Sabidussi, H. 844.
Sabransky, H. 428. — II, 710.
Sabrazés 74.
Saccardo, D. 9.
Saccardo, P. A. 28, 34, 42, 594.
Sadebeck, R. 878, 655. — II, 704, 871, 872.
Säurich, P. 587, 620.
Safford, W. E. 385.
Sagorski 486, 645.
Sagra, Ramon de la II, 816.
Saida, K. 29, 55.
Saint-Aulaire, de II, 847.
Saint-Lager 365, 475, 596. — II, 711.
St. Paul, U. V. 881. — II, 864.
St. Paul Illaire, Ullrich le Tanneux, Baron von II, 816.
Saito, K. II, 864.
Sajo, K. 56, 337, 344, 370. — II, 361, 498, 564, 845, 847.
Salmon, E. S. 12, 40, 103, 238, 246, 247, 465, 466, 467. — II, 113, 416, 706.
Saltel 712.
Sampaio, G. 478, 684.
Sanders 652. — II, 799.
Sanders, J. G. 103.
Sanderson, F. D. 96.
Sanfelice, F. 74.
Sanford, Sam. II, 799.
Sanford, S. N. F. 512, 664.
Sandhack, H. A. II, 726.
Sapper, K. II, 821.
Sargant, E. 603, 605.
Sargent, C. S. 505, 514, 639, 702. — II, 816.
Sarnthein, L. Graf von 16, 252. — II, 809, 817.
Saulses-Larivière 477.
Saunders, C. F. 844.
Saunders, R. II, 315.
Saussine, G. II, 888, 895.
Sauvageau, C. II, 128.
Sauvalle, Francisco Adolfo II, 816.
Savage, W. G. 817.
Savery, G. B. 222.
Savornin, J. II, 137, 764.
Savoy, H. 870.
Sawa, S. II, 340.
Sbisa, H. II, 564.
Scalia, G. 9. — II, 372.
Schack, Baron v. II, 816.
Schaer, Ed. II, 56, 57, 878.
Schaffner, J. H. 22, 631.
Schanz, M. 874. — II, 822, 865, 869, 872, 888.
Schardinger, F. 817.
Scharffenberg, J. 594.
Schattenfroh, A. 808, 817.
Schaudinn, F. 291.
Schauffler, W. G. 278.
Schellenberg, H. C. II, 654.
Schenck, H. 844. — II, 816.
Schenk, H. 589, 640, 677.
Schenkling, C. II, 856.
Scherffel, A. 96. — II, 89.
Schertel, S. 42.
Scheurlen, E. 802, 817.
Schierl, A. 482.
Schiffner, V. 230, 287, 254, 840.
Schilberszky, K. 131. — II, 764.
Schiller-Tietz 871.
Schilling, L. G. II, 58.
Schimmel & Co. II, 58, 59.
Schimper, A. F. W. 587, 589. — II, 677, 816.
Schimper, Wilhelm II, 816.
Schindelmeiser, J. II, 60.
Schindler, P. II, 60.
Schinz, H. 421, 422, 428, 550. — II, 619.
Schirppl, F. 425.
Schlagdenhauffen II, 27, 60, 61, 255.
Schlechter, R. 652. — II, 840, 872, 878, 887, 892.
Schleiff, V. 490.
Schlim, Joseph Louis II, 816.
Schlösing, frères et Co. 85.
Schlotterbeck, J. O. II, 61.
Schmeil, O. 587.
Schmid, B. 608. — II, 354.
Schmidely, A. 477.

Digitized by Google

Schmidle, W. II, 89, 107, 108, 109, 121, 548, 549, 596, 602.
Schmiedicke 817.
Schmidt II, 764.
Schmidt, A. II, 596, 601.
Schmidt, A. Th. II, 280.
Schmidt, B. 594.
Schmidt, G. 278.
Schmidt, H. II, 881, 856.
Schmidt, J. 269.
Schmidt, Johs. 548, 545.
Schmidt, W. II, 278, 815.
Schmidt-Nielsen, S. 278, 811, 817.
Schmidt-Wellenburg, Jos. von II, 817.
Schnegg, H. 85, 682. — II, 810.
Schneidemühl, G. 588.
Schneider, C. K. 596.
Schneider, G. 674.
Schneider, J. 842.
Schneider, J. S. 449.
Schönfeld, F. 68, 317.
Schönichen, W. 588. — II, 499.
Schönke 885, 598.
Schönland, S. 561, 676.
Schöpf, Johann David II, 816.
Scholz 897, 899.
Schomburgk, Rob. Herm. II, 816.
Schorler, B. 885, 408, 404, 594.
Schorstein, J. 90.
Schoute, J. C. II, 287.
Schrader, G. A. 817.
Schrader, O. 868.
Schramm, Alphons II, 816.
Schrammen, F. R. II, 625.
Schrammen, J. R. II, 267.
Schreiber, Hans II, 764.
Schreiber, K. 818.
Schreiber, P. 482.
Schrenk, H. von 43, 85, 86. — II, 885, 406, 407, 861.
Schröder 68.
Schröder, A. II, 276.
Schröder, Chr. 620.
Schroeder, B. II, 90, 97, 596, 598, 607, 687.
Schröter, C. 420, 422. — II, 87, 112, 764, 807.
Schube, Th. 842, 891, 896, 897, 401, 402, 408, 404, 414, 416, 420, 481, 482, 484, 598. — II, 708.
Schubert, M. II, 872.
Schüder 279, 280.
Schulte, A. 871, 878, 874.
Schulte im Hofe, A. 818. — II, 62, 852, 858, 854, 865, 866, 868, 869, 874, 879.
Schultheiss, F. 842.
Schultze, A. II, 564.
Schultz-Schultzenstein 818.
Schulz, A. 846, 412, 620. — II, 501, 708.
Schulz, R. 408.
Schulz, Rom. 699.
Schulze, E. II, 62.
Schulze, H. II, 274, 277.
Schulze, M. 891, 658.
Schumann, K. 849, 854, 521, 582, 586, 589, 548, 544, 545, 554, 565, 566, 608, 620, 649, 665, 666. — II, 502, 624, 728, 876.
Schumann, Walter II, 816.
Schumburg 280, 826.
Schuurman, A. E. II, 847.
Schwabach, E. II, 297.
Schwackhöfer, W. 818.
Schwalbe, K. 658.
Schwanecke, Carl II, 816.
Schwappach 818. — II, 864.
Schwarz, A. F. 417.
Schwarze, W. 589.
Schweder, G. II, 805.
Schweinfurth, G. II, 845.
Schweinitz, E. A. de 826.
Schwendener, S. 682. — II, 131, 614, 663, 664, 702.
Schwerin, F. Graf von 881, 657.
Scofield, C. S. II, 887.
Scorgie, A. M. 518.
Scotland, B. 888.
Scott, D. H. II, 765, 767.
Scott, R. II, 87.
Scovell, J. T. 519.
Scribner, F. L. 645.
Scrodot, M. II, 816.
Scully, R. W. 464. — II, 706.
Seckt, H. 605. — II, 259, 683, 684, 800.
Sederl, H. 828.
Sedna, L. II, 880.
Seel, E. II, 818.
Seelhorst, C. von II, 255.
Seemen, O. von 408.
Seidel, T. J. R. 881.
Seitz, Albrecht II, 817.
Selby, A. D. 48, 86. — II, 885, 426.
Sellards, E. H. II, 767.
Semler, C. 417. — II, 708.
Le Sénéchal, Raoul II, 767.
Senft, E. II, 62, 68, 596, 606.
Sennen 471. — II, 711.
Sennen, Fr. 670.
Serbinow, J. 96.
Serbinow, J. L. II, 119.
Sernander, R. 444.
Sessé, Martin II, 817.
Setchell, W. A. II, 109.
Severin, S. 318.
Seward, A. C. II, 767, 768.
Seydewitz, O. 280.
Seyler, H. II, 68.
Sharp, D. II, 564.
Sharp, Gordon, II, 68.
Shaw, Ch. H. 512, 515. — II, 502.
Shaw, E. L. II, 719.
Shaw, W. R. II, 879.
Shear, C. L. 22, 45, 183, 596, 597.
Sheldon, J. L. 86, 514, 679. — II, 402.

Digitized by Google

Sherring, Richard Vowell II, 817.
Shibata, K. 56. — II, 270, 808, 699.
Shimek, B. II, 861.
Shinn, Julia T. 249.
Shirasawa, H. II, 76.
Shirley, J. II, 768.
Shoemaker, D. N. 682.
Shoolbred, W. A. 467. — II, 706.
Shull, G. H. 599. — II, 800.
Sieber, Franz Wilhelm II, 817.
Siebert, A. II, 856.
Siedler, P. II, 64, 65.
Sijazow, M. 440.
Silberschmidt, W. 280.
Silsbee, Fr. H. 28.
Silveira de Mello, J. de II, 881.
Simmer, H. 16.
Simon, O. II, 66.
Simon, S. 621. — II, 292.
Simpson, C. T. 518.
Simpson, J. 86.
Singer, M. 594.
Sintenis, P. 490.
Sintenis, Paul Ernst Emil II, 817.
Sjuzeo, P. V. II, 508.
Skorikow, A. S. II, 104, 596, 602.
Skottsberg, C. 442, 448, 445, 517, 587, 567, 570, 621. — II, 111, 725.
Slavik, F. II, 768.
Sloan, O. St. II, 821.
Sloane, Sir Hans II, 819.
Slosson, M. II, 681.
Slupski, R. 292.
Small, J. K. 507, 517, 518, 648, 674, 675, 679, 702. 705.
Smedley, H. E. H. II, 768.
Smith, A. C. 621.
Smith, A. J. 280.
Smith, A. L. 12, 48. — II, 882.
Smith, A. M. 232.
Smith, A. R. 269.
Smith, Ch. E. II, 842.
Smith, D. T. 621.
Smith, Erw. F. 86, 819. — II, 879, 881, 882.
Smith, F. B. II, 887.
Smith, G. B. II, 716.
Smith, George Whitfield II, 817.
Smith, H. G. 698.
Smith, H. H. II, 840.
Smith, J. D. 582. — II, 728.
Smith, Jared G. II, 884.
Smith, R. E. 69, 182.
Smith, R. G. 818, 819, 880. — II, 885.
Smith, Sir James II, 817.
Smith, W. G. 464.
Snow, L. M. 515.
Snow, S. C. 465.
Sohr, J. II, 725.
Solereder, H. 687. — II, 277.
Solms-Laubach, H. Graf zu 632. — II, 692, 708.
Sommier, S. 216, 483, 485, 645, 697. — II, 712.
Sorauer, P. II, 887, 846.
Sorhagen, L. II, 564.
Soskin, S. 867. — II, 848.
Späth, L. 502.
Spegazzini, C. 27, 586, 566. — II, 565, 725.
Sperlich, A. II, 269, 291.
Speschnew, N. N. 86. — II, 412.
Spezia, F. II, 769.
Spieckermann, A. 56, 880. — II, 880.
Spiess, K. von 640.
Spilker, A. II, 747.
Spinner, H. II, 276.
Spitta, H. 62.
Spitzer, G. 881.
Splendore, A. II, 858.
Sprenger, C. 870, 388, 487, 562, 621, 641, 642, 648, 649, 656, 660, 667. — II, 844.
Spribille, F. 401, 702.
Spurrell, F. C. J. 465.
Squinabol, S. II, 769.
Stackelberg, Baron II, 800.
Stäger, R. 842. — II, 508, 505, 506.
Staes, G. 86. — II, 874.
Stahl, Augustin II, 817.
Stainier, X. II, 770.
Stang, V. 802.
Stapf, O. 605, 687.
Starbäck, Karl 587.
Stark, A. 639. — II, 677.
Starke, J. II, 858.
Staub, M. II, 770.
Steele, W. C. II, 698, 704.
Steenberghe, J. van 69.
Stefansky, W. K. 326.
Stefanson, St. 842.
Steffen, J. 86.
Steinbrinck, C. II, 618, 622, 702.
Steinheil, Adolph II, 817.
Stempell, W. II, 120.
Stemplinger, J. II, 726.
Stenglein, M. 69.
Stengel, K. Gustav W. 682. — II, 800.
Stephan, Ch. II, 894.
Stephani, Fr. 288, 284, 249, 250, 548.
Sternberg, C. 69.
Sterne, C. 632. — II, 506
Sterneck, J. von 708.
Sterzel, T. II, 770.
Stetefeld, R. 319.
Stevens, F. L. 96.
Stewart, F. C. 129. — II, 421.
Stewart, Samuel II, 817.
Stewart, T. C. 829.
Steyer, Karl 96.
Stieger, W. 319.
Stift, A. II, 858, 565.
Stiles, H. C. II, 800.
Stiny, J. 881.
Stirrup, M. II, 770.
Stirton, J. 222.
Stoeder, W. II, 66.
Stoklasa, J. 319. — II, 340.

Digitized by Google

Stolley, E. II, 770.
Stolz, F. 211.
Stone, H. II, 861.
Stow, S. C. 222.
Strasburger, E. 589, 668. — II, 267, 274, 677.
Strasser, P. 16.
Strauch, W. II, 67.
Strauss, H. 598.
Strecker, W. 589.
Streicher, O. II, 278.
Struykenkamp 468.
Stryzowski, C. 48.
Stuart, Charles II, 817.
Stuart, W. 86, 519.
Stuckert, T. 566. — II, 724.
Stuhlmann, F. 542, 555. — II, 826, 828, 877.
Sturgis, W. C. II, 429.
Sturm, J. 889.
Stutzer, F. 417.
Sudre, H. 475, 674.
Sufford, W. E. 546.
Sukatscheff, W. 488. — II, 718.
Suksdorf, W. 528, 649.
Sullivan, M. X. 819.
Sundvik, E. 441.
Surian, Joseph Donat II, 817.
Suringar, J. V. 545.
Suringar, Willem Freder. Reinier II, 817.
Suseff, R. W. 440.
Susuki, M. II, 835.
Susuki, S. II, 853.
Suter, M. J. II, 871.
Suzeff, P. 86.
Suzuki, M. II, 854.
Suzuki, U. II, 848.
Svanlund, J. 841, 445. — II, 298, 674.
Svedelius, Nils. 447, 681. — II, 104.
Svendsen, C. J. 103.
Swainson II, 817.
Swartz, Olaf II, 817.
Sydow, H. 120, 121. — II, 398.
Sydow, P. 84, 85, 120, 121. — II, 111, 898.
Sylven, N. 446.
Syme, George II, 817.

Taack Trakranen, J. van II, 881.
Tabel II, 848, 857, 859, 877.
Takahashi, Y. 105.
Taliew, W. 621, 684.
Tanfiliew, G. 488. — II, 812.
Tangl, F. 36, 267.
Tansley, A. G. 605. — II, 118, 684, 685.
Tapis, N. de II, 16.
Taplin, W. H. II, 726.
Tassi, F. 9, 32, 182. — II, 871, 565.
Tassin, W. II, 770.
Tate, Ralph. II, 817.
Tavares da Silva, Joaq. II, 565, 566, 567.
Taylor, A. II, 678, 686, 702.
Taylor, A. E. 802.
Teichert, Curt 56.
Teissonnier, P. II, 884, 841, 856.
Ternetz, Ch. 712. — II, 284.
Terracciano, Achille 604 — II, 506.
Terracciano, N. 381, 487.
Terranis, T. 604.
Testi 326.
Teuber, F. 482.
Teyber, A. 480, 481.
Thaisz, L. v. 484, 485.
Thalmann 827.
Thaxter, R. 108.
Thelemann II, 67.
Theorin, P. G. E. II, 276.
Therese Prinzessin von Bayern 24, 526. — II, 728.
Thériot, J. 218, 219, 231.
Thibaut, Fritz 69.
Thiele, F. C. II. 872.
Thiele, H. 281.
Thiele, R. 281. — II, 588.
Thierry, A. II, 889, 895.
Thierry, Gaston II, 67.
Thiery, Nicolas Joseph de Menonville II, 817.
Thiselton-Dyer, W. F. 540, 551, 605, 688. — II, 800.
Thoinot, L. H. 269.
Thomann, O. 819.
Thomas, A. P. W. II, 678, 680, 701, 704, 771.
Thomas, Fr. 15. — II, 588, 584.
Thomas, M. B. 28, 520.
Thomas, P. 69.
Thomas. V. II, 874.
Thomé, 389. — II, 707.
Thoms, H. II, 68, 857, 876, 879, 882, 889, 892, 898,
Thompson, G. V. 568.
Thompson, H. S. 466.
Thomson, Robert II, 838, 842.
Thomson, W. 466.
Thonner, F. 589.
Tidmarsh, E. II, 800.
Tieghem, Ph. van 546, 552, 562, 604, 605, 667, 689, 694, 695. — II, 270, 288, 311, 677.
Tilden, J. E. II, 109, 110.
Timberlake, H. G. II, 118, 122, 270.
Timothée, Joseph II, 817.
Timpe, Heinrich II, 841.
Tinardon, M. 872. — II, 895.
Tischler, F. 400.
Tischler, G. 856, 688, 661. — II, 800, 507.
Tison, A. II, 284.
Tobler, F. 212. — II, 131, 828.
Tocl, C. 488, 565, 640. — II, 712.
Töpfer, H. 842.
Tollens, B. II, 259.

Digitized by Google

Tomaschewsky, W. 281.
Tompa, A. II, 856, 685.
Tompkins, D. A. II, 866, 879.
Tonduz, Ad. II, 880.
Toni, M. de II, 814, 815.
Tonzig, C. 269.
Torges, E. 360, 418, 645.
Torka, V. 226, 401.
Tornow, Max L. II, 829.
Torralbas, José I. II, 817.
Torrend, P. C. 10.
Torrey, Hans II, 67.
Torrey, H. B. II, 125.
Torrey, J. C. II, 264.
Touchais, Léon II, 859.
Toumey, J. W. 621. — II, 507.
Tourlet 476.
Towar, J. D. II, 884.
Tower, W. L. II, 882.
Towndrow, R. F. 468, 466, 467.
Townsend, C. O. 86. — II, 854, 877.
Toyama, C. 281.
Trablit 90.
Tracy, W. W. J. 581.
Trail, J. W. H. 87, 465, 594, 702, 708. — II, 584, 706.
Trall, J. J. H. II, 754.
Tranzschel, W. 7.
Traverso, G. B. 9, 10, 98, 96. — II, 898.
Trelease, W. 860, 598, 649.
Trénel 827.
Treub, M. 604.
Tripet, F. 428.
Tröltsch, E. von 846.
Troili-Petersson, G. 819.
Trommsdorff, R. 69.
Tromp de Haas, W. R. II, 886.
Trotter, A. 676. — II, 871, 584, 585, 586, 587, 800.
Trow, A. H. II, 887.
True, R. H. 252. — II, 87.
Truffi, M. 74.
Tryde, E. 589.
Tryon, H. 86, 87. — II, 868, 888.
Trzebinski, J. 96.
Trzebinski, M. J. II, 652.
Tschermak, E. 604. — II, 828, 824, 825, 507.
Tscherning, F. A. II, 98.
Tschirch, A. II, 68, 69, 70, 72, 74, 75, 76, 882.
Tsiklinsky, P. V. 298.
Tsukamoto, M. II, 897.
Tubeuf, C. von 90, 105, 121, 188. — II, 890, 891, 897, 404, 405, 425, 810.
Turnball, A. 820.
Turpin, Pierre Jean François II, 817.
Turquet, J. 86, 97, 281.
Turró, R. 281.
Tussac, F. Richard de II, 817.
Tutcher, W. J. 651.
Tuzson, J. II, 802.
Tyler, F. J. 519, 688. — II, 506.

Udden, J. A. II, 771.
Uffenheimer, A. 827.
Uhlmann, W. II, 26.
Ulbrich, E. 687.
Ule, E. 621.
Ullmann, J. 281.
Ulrich, C. 604. — II, 508.
Underwood, L. M. 43, 91. — II, 677, 704, 716, 718, 721, 722, 728.
Unger, A. II, 726.
Unger, Franz II, 817.
Unterberger, S. 298.
Urban, I. 533, 534, 593. — II, 804, 805, 806, 807, 808, 809, 810, 811, 812, 818, 814, 815, 816, 817, 818.
Urbina, M. II, 846.
Urich, C. 121.
Urumoff, J. K. 487.

D'Utra, G. II, 887.
Uvodale, Rob. II, 817.
Uyeda, Y. 69.

Vaffier, A. II, 772.
Vail, A. M. 521, 660.
Valder, G. II, 832.
Valenti, G. S. 281.
Valeton, Th. 859, 688, 704.
Van Bambeke, Th. 57, 124.
Van Cauteren, W. II, 857.
Van Hall, G. J. J. 87.
Vaniot, E. 474, 478, 500, 502, 648, 655, 674, 698.
Varry, J. 344.
Vasigny, H. de II, 800.
Vaughan, V. S. 281.
Vaupel, F. 884.
Vayssière, A. II, 587.
Velenovsky, J. 215, 230, 487.
Velten, C. 414. — II, 708.
Verbist, A. 469.
Vercken, F. II, 884.
Verguin 472.
Verhey, B. J. C. 702.
Verne, C. II, 898.
Versin II, 886.
Vert, G. II, 881, 848.
Vertun 281.
Vestergren, T. 85, 124, 388, 442, 448, 447, 570.
Veyes II, 877.
Viadescu, M. 488.
Vickers, A. II, 96.
Vierhapper, F. 488, 667. — II, 710.
Vilbouchevitch, J. II, 836.
Vilcoq, Albert II, 846.
Villani, A. 676.
Villari, E. 604.
Vines, S. H. 589. — II, 695.
Viola, D. 827.
Vivian, A. 808.
Viviand-Morel 348, 475. — II, 801.
Vladescu, M. II, 712.
Vlček, Vl. II, 772.

Digitized by Google

Vöchting, H. 606. 633. — II, 800, 656, 661, 667.
Vörner, H. 75.
Vogel 307. — II, 386.
Voges, O. 281.
Vogl, von II, 76.
Vogler, P. 599, 621. — II, 826, 508, 596, 607.
Voglino, P. 182. — II, 870, 419, 428.
Voit, C. V. II, 810.
Voigt, M. II, 87, 100, 596, 598, 601.
Volkens, G. 344. — II, 829, 880, 878, 878.
Vollmann, F. 417, 658, 670. — II, 708, 710.
Voorhees, E. B. 320.
Voss, Wilhelm II, 645.
Vosseler, J. 75.
Vries, H. de 633. — II, 326.
Vuillemin, P. 48, 70, 75, 97, 302, 688. — II, 287, 801.
Vuillet, J. 372. — II, 12, 828, 839, 894.
Vuyck, L. 468.

Waag, F. 502.
Waal, de II, 875.
Waby, John Frederick II, 817.
Waddell, C. H. 104, 468. — II, 706.
Wager, H. II, 188.
Wagner, A. 502. — II, 658.
Wagner, E. 589.
Wagner, J. 434, 485, 708.
Wagner, R. 554, 633, 634, 635, 684, 687, 698.
Wahl, H. 589.
Wahlbaum, H. II, 77.
Wahlstedt II, 111.
Wainzirl, J. 320.
Waisbeker, A. II, 710.
Walker, E. 87.
Wall, Charles H. la II, 78.
Wallace, Hedger II, 815, 817.
Wallace, J. 505.
Wallace, R. H. II, 819.
Waller, A. D. II, 634.
Wallis, Edw. II, 78. 79.
Warburg, O. 367, 371, 378, 380, 384, 548, 545, 594. — II, 79, 818, 819, 825, 834, 840, 846, 853, 855, 856, 869, 870, 878, 875, 878, 888, 886, 888, 898.
Warburton, Cecil II, 589.
Ward II, 821.
Ward, H. B. 48.
Ward, H. M. 48, 70, 87, 121. — II, 402.
Warming, E. 384, 341, 395, 518, 589, 642. — II, 87, 677.
Warming, Johann Eugenius Bülow II, 817.
Warnstorf, C. 226, 247, 251.
Warren, J. A. 87.
Wartmann, B. II, 817.
Wascelewski, W. von II, 267.
Wassermann, A. 268.
Watermeyer II, 824.
Waters, C. E. 515. — II, 684 718, 719, 720, 726.
Watkins, H. C. II, 61.
Watkins, W. G. II, 704, 721, 726.
Wattam, W. E. L. 365.
Watts, F. II, 846.
Watts, W. W. 288.
Waugh, F. A. II, 840.
Webb, J. E. 604. — II, 307.
Webber, H. J. 604.
Weber, A. 298, 581, 666.
Weber, C. A. 400. — II, 695, 778
Weber, H. J. II, 590.
Webster. F. M. 188. — II, 590.
Webster, H. 28, 91, 125.
Webster, J. R. 518.
Weems, J. B. 21. — II, 385.
Weevers, Th. II, 81.
Wehmer, C. 48, 97.
Wehrhahn, R. II, 727.
Weigel, G. II, 81, 82, 882.
Weigert, C. 267.
Weigl, J. 281.
Weijerman, J. W. J. 320.
Weil, R. 298. — II, 88.
Weindorfer, G. II, 508.
Weinhart, M. 417.
Weinland, David Friedrich II, 817.
Weinzierl, Th. von 884.
Weis, F. 269.
Weis, Fr. II, 249.
Weise, P. 555.
Weiss 87. — II, 426.
Weiss, F. E. II, 774.
Weiss, J. E. 589. — II, 879, 590, 591.
Weiss, R. 320.
Weisse, Arthur 689. — II, 591, 668, 669, 801.
Weissenberg, H. 282, 308.
Weithofer, Anton II, 774.
Weithofer, K. A. II, 474, 475.
Weldon, W. F. R. II, 830, 881.
Welmans, P. II, 88.
Wendt, F. 282.
Wendt, G. von 282.
Went, F. A. F. C. II, 821, 822.
Wenzel, P. 418.
Werber, K. 482.
Wermbs, J. B. 521.
Werner, E. 415.
Werth, E. 554. — II, 826.
Werther, J. 416.
Wesenberg, G. 71, 282.
Wesenberg-Lund, C. II, 775.
West, G. H. II, 509.
West, G. S. II, 95, 101, 102, 106, 596, 599, 604, 606.
West, Hans II, 817.
West, W. 101, 102, 106, 128, 596, 606.

Digitized by Google

Westermaier, W. II, 682, 777.
Westermann, W. II, 857.
Weston, R. S. 820.
Wetherby, A. G. F. II, 817.
Wettstein, R. von 426, 586, 589, 604, 621, 681, 708. — II, 881.
Wheeler, C. F. II, 721.
Wheeler, Mm. Morton II, 509.
Wheldon, J. A. 222, 247, 466. — II, 706.
Wherry, B. 282.
White, A. II, 881.
White, C. A. 599.
White, Charles II, 801.
White, Ch. A. 687.
White, D. II, 187.
White, David II, 779.
White, E. A. II, 845.
White, H. 597.
White, V. S. 28.
White, W. H. 658.
Whitten, J. Ch. II, 271, 848, 627.
Whitwell, W. 467, 468. — II, 706.
Wicken, P. G. II, 888, 848.
Wiedersheim, Walther II, 800, 649.
Wieland, G. R. 640. — II, 779, 780, 802.
Wieler, A. II, 247.
Wiener, E. 827.
Wiese, K. 72.
Wiesner, J. 842, 594, 621. — II, 88, 509, 680, 648, 811, 817, 818, 872.
Wigglesworth, G. II, 687.
Wight, W. F. 506, 665.
Wigman II, 878.
Wilbrand, J. 842.
Wilcox, E. M. 525, 646, 674. — II, 509, 672, 829.
Wilczek, E. 421, 565, 674. — II, 802.
Wild, B. 882.
Wildbolz, H. 827.
Wildeman, E. de 80, 287, 859, 469, 585, 551, 552, 558, 590. — II, 106, 841, 845, 847, 860, 864, 865, 866, 869, 870, 871, 875, 880, 887, 888, 890, 894, 897.
Wildt, A. II, 710.
Wiles, James II, 817.
Wiley, H.W. 820. — II, 888.
Wilfahrt, H. II, 888, 889, 842, 592.
Wilhelm II, 810.
Wilke 809.
Wilkenson, A. II, 888.
Wilkinson, H. J. 462, 598.
Wilks II, 802.
Will, H. 71, 72.
Wille, N. 293, 345, 488, 448, 566, 598. — II, 111, 115, 705.
Williams, A. W. 282.
Williams, E. F. 508, 510, 514.
Williams, E. M. 48, 511.
Williams, F. N. 887, 462, 468, 581, 668, 674, 675.
Williams, H. Morton II, 885.
Williams, R. S. 282, 288.
Williamson, H. B. 568.
Williamson, W. II, 858.
Willis, J. C. 542, 604, 697. — II, 820, 828.
Willis, M. 598.
Willmott, Miss II, 802.
Wilms, J. II, 255.
Wilson, A. 222, 466. — II, 706.
Wilson, Alex. S. 622. — II, 509.
Wilson, H. II, 842.
Wilson, Nathaniel, II, 817.
Wimmer, G. II, 389, 842, 592.
Windelband, W. 282.
Wingate, D. II, 843.
Winkelmann, J. 226.
Winkler, H. 622, 684, 668. — II, 802.
Winkler, W. 72.
Winogradsky, S. 821.
Winslow, C. E. A. 282, 821.
Winterstein, E. 72.
Winton, A. L. II, 284, 814.
Wirgin, G. 282.
Wirt, C. H. II, 802.
Wirtgen, F. II, 728.
Wislicenus, H. II, 850, 851.
Wisselingh, C. van, II, 122.
Witasek, J. 667.
Withering, William II, 817.
Withers, W. A. 821.
Witt, F. 590.
Witt, Hugo 455.
Witt, N. H. 585, 666.
Witte, H. 445, 446.
Wittmack, L. 346, 869, 871, 502, 553, 595, 655, 679. — II, 88, 725, 780, 802, 812, 814.
Wocke, E. 881.
Wördehoff, M. II, 880.
Wogrinz, A. II, 15.
Wohlfarth, R. 889.
Wohltmann 880.
Wohltmann F. II, 829, 847.
Wolf, Th. 412.
Wolff, A. 282. — II, 88.
Wollay-Dod II, 802.
Wolpert, H. 276.
Wood, J. J. 542. — II, 715.
Wood, J. M. 561.
Woodrow, Marshall II, 808.
Woodruffe-Peacock, E. A. 465.
Woodworth, C. W. 87. — II, 425.
Worsdell, W. C. 635. — II, 291, 688, 700, 808.
Worsley, A. 466, 641.
Wortmann, J. 72.
Woy, R. 91.
Wright, C. H 551.
Wright, Charles II, 817.
Wright, E. P. 622. — II, 118.
Wright, F. R. 825.

Digitized by Google

Wright, H. 622, 649. — II, 284, 828.
Wright, J. S. II, 728.
Wright, P. II, 596, 599.
Wright, William II, 818.
Wünsche, O. 590, 595.
Wüst, E. 412. — II, 708.
Wulff, Th. 6, 215, 449. — II, 658, 691, 705.
Wullschlaegel, Heinrich, Rudolf II, 818.
Wurm 48.
Wydler, Heinrich II, 818.
Wyllie, J. A. II, 889.

Yabe, Y. 508, 712. — II, 714.
Yamanchi, T. II, 88.
Yapp, R. H. II, 509, 699, 716.
Yates, L. G. II, 110.
Yendo, K. II, 105, 128, 182.
Yoshinaga, T. 29.
Young, George II. 818.
Young, W. J. 65.
Youse, L. 519. — II, 721.
Ystgaard, A. II, 256.
Yubuki, T. 502.
Yule, G. Udny II, 381, 882.

Zabel, H. 381.
Zacharewicz, E. 87.
Zacharias, E. II, 268, 265.
Zacharias, O. II, 94, 95, 97, 100, 596, 597, 599, 602.
Zahlbruckner, A. 85, 254. — II, 87.
Zahn, G. 418.
Zahn, H. 675.
Zalenski, W. von 622. — II, 296, 698.
Zaleski, W. II, 254.
Zalessky, M. II, 780.
Zanfrognini II, 808.
Zech II, 855.
Zederbauer, E. 212. — II, 98, 118, 598, 602.
Zeerleder 641.
Zehnter, L. II, 850, 852.
Zeiller, R. II, 711, 781, 782.
Zeiske, M. 402.
Zeiss, C. II, 87.
Zicka, W. II, 782.
Ziegenbein, H. II, 84.
Ziegler, J. 342.
Zielleczky, R. 288.
Zikes, H. 821.
Zimmermann, A. 43, 44. 188, 622. — II, 863, 864. 885, 414, 509, 592, 598. 848.
Zipperer, P. II, 858.
Zirolia, G. 283.
Zodda, G. 658. — II, 510.
Zopf, W. II, 84.
Zschacke, H. 227.
Zschokke, A. 381.
Zürn, E. S. 868. — II, 820.
Zykoff, W. 488. — II, 104, 105, 597.

Digitized by Google

Sach- und Namen-Register.*)

Die Zahlen hinter der II beziehen sich auf den zweiten Band.

Abasoloa 581, 675.
— taboarda *Llave et Lex.* *581, 675. — II, 221.
Abelia II, 788.
— rupestris II, 797.
Abies 380, 386, 485, 627, 689. — II, 291, 296, 297, 298, 491, 660, 786, 787, — P. 139.
— Abies 485.
— — *var.* adenoclados 435.
— alba *Mill.* 424, 435, 640.
— — *var.* adenoclados 640.
— apollinis 887.
— balsamea 515. — P. 98. — II, 898.
— cephalonica 387.
— concolor 525.
— ellipsoconis *Borb.** II. 144.
— excelsa *DC.* II, 644.
— nobilis 523.
— Nordmanniana 887. II, 541.
— onusta *Koch* 526.
— pectinata *DC.* 346, 887, 894, 475, 478. — II, 62, 503, 519, 544, 737, 751. — P. 121.
— Pichta II, 75.
— Pinsapo 887.
— reginae Amaliae 887.
Abies sibirica *Ledeb.* 887, 442. — II, 60, 75, 76.
— Veitchii *Carr.* 500.
Abietineae 627. — II, 291, 805, 783.
Abietites II, 748.
Abronia 522.
— arenaria *Rydb.* II, 182.
— cladophylla *Aven Nels.** II, 182.
— fallax *Heimerl** II, 183.
— fragrans *S. Wats.* II, 188.
— glabra *Rydb.** II, 183.
— glandulifera *A. Nels.** II, 182.
— lanceolata *Rydb.** II, 188.
— nudata *Rydb.** II, 183.
— pumila *Rydb.** II, 188.
— salsa *Rydb.** II, 183.
Abrus II, 278.
Abutilon 612, 618. — II, 260, 520.
— abutiloides *Garcke** II, 180.
— austro-africanum *Hochr.** II, 180.
— avicennae 434.
— cyclonervosum *Hochr.** II, 180.
— graveolens 534.
Abutilon intermedium 559.
— Jacquinii *Don* II, 180.
— lauraster *Hochr.** II, 180.
— leucophaeum *Hochr.** II, 180.
— lignosum *Egg.* II, 180.
— melanocarpum II, 180.
— parvifolium *Hochr.** II, 180.
— Pringlei *Hochr.** II, 180.
— pseudoangulatum *Hochreut.** II, 180.
— pycnodon *Hochr.** II, 180.
— ramiflorum *St. Hill.* II, 182.
— subpapyraceum *Hochr.** II, 180.
— Thompsoni II, 841, 857.
— umbellatum *Sw.* II, 180.
Acacia 555, 559, 562, 617, 619, 631. — II, 447, 465, 749, 823. — P. 140, 168, 204.
— abyssinica 559.
— albida 556, 558. — II, 824.
— aneura *F. v. M.* II, 548.
— arabica *Willd.* II, 89, 42, 67, 881. — P. 82. — II, 366.

*) **N. G.** = Neue Gattung; *var.* = Varietät; **P.** = Nährpflanze von Pilzen; * = Neue Art resp. neue Varietät oder Form.

Digitized by Google

Acacia armata 605.
— aroma 528.
— ataxacantha 553.
— Brosigii 555.
— Catechu *Willd.* 341. — II, 89.
— detinens *Burch.* II, 824, 881.
— Dewevrei *Wild. et Dur.** II, 175.
— diffusa 681.
— dulcis II, 824.
— Farnesiana *Willd.* 528, 605, — II, 89, 488, 882.
— ferruginea *DC.* II, 39.
— Giraffae II, 824.
— Grayii P. 149.
— hebeclada II, 824.
— horrida II, 824. — P. 82.
— Jacquemontii *Benth.* II, 89.
— Kirkii II, 42, 881.
— Lebbek II, 882.
— leucophloea *Willd.* II, 39.
— lophantha 605. — II, 469.
— modesta *Wall.* II, 89.
— orosigii 556.
— Parschlugiana *Unger* II, 750.
— pendula II, 886.
— riparia *W. et K.* II, 488.
— Segal II, 42, 825, 881.
— Sieberiana 558.
— songwensis 558.
— spirocarpa 558. — II, 42, 825, 881.
— spirorbis *Labell.* II, 883.
— stenocarpa II, 42, 825, 881.
— suma 555.
— usambarensis 555, 556. — II, 43, 881.
— Verek II, 42, 881.
— verrugera 555.
— verticillata P. 150, 180.
Acaena II, 441.
— elongata 528.
Acaena hystrix *Chod. et Wilcz.** II, 201.
— multifida 566.
— Novae-zelandiae 564.
— Poeppigiana 566.
— tehuelcha *Speg.** II, 201.
Acallomyces *Thaxt.* N. G. 108, 183.
— Homalotae *Thaxt.** 183.
Acalypha P. 196.
— peduncularis 560.
— portoricensis 584.
— psilostachya 560.
Acanthaceae 389, 540, 544, 545, 550, 555, 609, 615, 656. — II, 211. — P. 121.
Acanthophoenix crinita *Wendl.* II, 162.
— rubra *Wendl.* II, 162.
Acanthophorus Hahni *Dohrn* II, 881.
Acanthosicyos horrida II, 824.
Acanthospermum hispidum 538.
— humile 534.
— xanthioides P. 187.
Acanthostachys strobilacea *Kl.* II, 628.
Acanthostigma curvisetum *Mc Alp.** 32, 183.
Acanthosyris platensis *Speg.** II, 206.
Acanthus 610, 618.
— arboreus *Forsk.* 656.
— ilicifolius 615. — II, 296.
Acarne chinensis 501.
Acarocecidium II, 558, 559.
Acaulon *C. Müll.* 240.
— crassinervium *C. Müll.** 254.
— muticum (*Schreb.*) *C. Müll.* 214.
Acer 528, 613, 618, 656, 657. — II, 491, 783. — P. 15, 183, 185. — II, 876.
— acuminatum 850.
— ambiguum 850.
Acer argutum 851.
— barbinerve 851.
— betulifolium 850.
— Boscii 850.
— Buergerianum II, 750.
— caesium 850.
— californicum 850.
— Campbellii 850.
— campestre *L.* 351. — II, 519, 589, 540. — P. 15, 170. — II, 872, 408.
— capillipes *Sarg.* 851, 656.
— carpinifolium 350.
— cinerascens 851. — II, 557.
— circinatum 850.
— circumlobatum 850.
— cissifolium 850.
— cordatum 850.
— crassipes 657.
— crataegifolium 850.
— creticum 850.
— Davidii 350, 657.
— — *var.* horizontale 657.
— diabolicum 851.
— Dieckii 850.
— diffusum *Greene** II, 164.
— discolor 850.
— distylum 850.
— Drummondii 350.
— dubium *Penhallow** II, 758.
— Duretti 350.
— erianthum 350.
— erosum 351.
— fallax 350.
— floridanum 851.
— Franchetii 851.
— Ginnala 350, 501.
— Giraldii 657.
— glabrum 350.
— grandidentatum 851.
— griseum 350.
— Grosseri 657.
— Heldreichii 350.
— Henryi 350.
— hispidum 851.
— Hookeri 350.
— hybridum 350.

Digitized by Google

Acer hyrcanum *F. et M.* II, 557.
— insigne 350.
— isolobum 350.
— italum 351.
— japonicum 350.
— laetum 350, 657.
— — *var.* Regelii 657.
— laevigatum 350.
— laxiflorum 657.
— leucoderme 351.
— Lobelii 350.
— Macounii *Greene** II, 164.
— macrophyllum 350.
— mandschuricum 350.
— Martini *Jord.* 656.
— Maximowiczii 351.
— mexicanum 350.
— micranthum 351.
— Miyabei 351.
— modocense *Greene** II, 164.
— molle 350.
— monspessulanum *L.* 351, 656. — II, 519.
— multiserratum 350.
— neglectum 350.
— Negundo 350, 613, 656. — II, 341.
— neo-mexicanum *Greene** II, 164.
— nikoense 350.
— niveum 350.
— oblongum 350, 656.
— obtusatum 351.
— Oliverianum 350.
— opulifolium 656. — II, 518, 589, 551.
— orientale 351.
— palmatum 350, 656.
— Paxii 350.
— pectinatum 351.
— pennsylvanicum 351.
— pentapomicum 350.
— pictum 350.
— pilosum 350.
— platanoides *L.* 350, 418, 619. — II, 32. — P. 158.
— Pseudo-platanus *L.* 350, 424, 605. — II, 341, 499, 518, 519, 589, 652, 800. — P. 123, 179, 208.
Acer pubescens 351, 657.
— — *var.* glabrescens 657.
— purpurascens 351.
— pycnanthum *C. Koch* 508, 656.
— quinquelobum 350.
— ramosum 350.
— Regelii 657.
— robustum 657.
— rotundifolium 351.
— rubrum *L.* 350, 656.
— rufinerve 351.
— Ruminianum *Heer* II, 750.
— saccharinum 350, 520.
— saccharum 351.
— Schoenermarkiae 657.
— sericeum 350.
— Sieboldianum 350.
— sikkimense 350.
— sinensis 350.
— spicatum 350.
— stachyophyllum 350.
— subserratum *Greene** II, 164.
— Sutchuense 350.
— syriacum 351.
— tataricum *L.* 350. — II, 557.
— tegmentosum 351.
— tenellum 350.
— tetramerum 351.
— Thomsoni 351.
— tomentosum 350.
— Torreyi *Greene** II, 164.
— Trautvetteri 350.
— trifidum *Hook.* 350, 656.
— trinerve *Dipp.* 350, 656.
— truncatum 350.
— Tschonoskii 351, 656.
— turkestanicum 657.
— Veitchii 350.
— villosum 351.
Aceraceae 350, 656. — II, 164.
Aceras anthropophora 415.
Acerates II, 751.
Acerates viridiflora 508.
Acetabularia mediterranea 568. — II, 97.
Achillea II, 661.
— acuminata 501.
— ageratum *L.* II, 568.
— albicaulis 489.
— biserrata 489.
— cartilaginea 398, 489.
— compacta 486.
— crithmifolia 402, 408, 430, 431.
— filipendulina 489.
— grandiflora 489.
— laxiflora *Pollard** II, 221.
— micrantha 489.
— Millefolium *L.* 489, 459. — II, 21, 586.
— Neilreichii 348, 418, 484.
— nobilis 415, 489. — II, 530.
— ptarmicoides 501.
— setacea 489, 457, 501.
— sibirica 501.
— tomentosa *L.* II, 479.
Achilus siamensis *Hemsl.* II, 164.
Achlys 668.
— triphylla 668.
Achnanthes Athenais *Pant.** II, 607.
— brevipes II, 597.
— clavata *Pant.** II, 607.
— exigua *Pant.** II, 607.
— Kertschiana *Pant.** II, 607.
— hungarica II, 599.
— lanceolata II, 599.
— linearis II, 599.
— subsessilis II, 597.
— tenuissima *Pant.** II, 607.
— vasta *Pant.** II, 607.
— vernalis *Pant.** II, 607.
Achnanthidium II, 597.
Achorion 75.
Achyrocline alata 588.
— celosioides 530.
— Hallii 530.

Digitized by Google

Achyrocline saturejoides 580.
Achyrophorus maculatus 898.
Acicarpha tribuloides P. 120.
Acidanthera candida 647.
— Goetzei 560.
Acidoton microphyllus *Urb.** II, 171.
Acioa Dewevrei 701.
— Goetzeana 557.
Ackermannia *Pat.* N. G. 24, 133.
— coccogena *Pat.** 24, 133.
— Dussi *Pat.** 24, 133.
Acleisanthes nummularia *Marc Jones** II, 188.
Acokanthera II, 47.
— abyssinica II, 7.
Acompsomyces Atomariae *Thaxt.** 133.
— pauperculus *Thaxt.** 133.
Aconitum 618, 618. — II, 12, 485, 482.
— atrocyaneum *Rydb.** II, 199.
— barbatum 456.
— Bodinieri *Lév.** II, 199.
— delphinifolium 459.
— dissectum 491.
— glaberrimum *Rydb.** II, 199.
— luteum *Lév.** II, 199.
— Lycoctonum *L.* 405, 414. — II, 435.
— Napellus 419, 456. — II, 499, 503. — P. 185.
— porrectum *Rydb.** II, 199.
— septentrionale II, 482, 483.
— Stoerkeanum 408.
— tenue *Rydb.** II, 199.
— variegatum 399, 400, 408.
Acontium *Morgan* N. G. 131, 133.
— album *Morgan** 131, 133.
— minus *Morgan** 131, 133.
— velatum *Morgan** 131, 133.
Acorus 612, 614. — II, 785.
— Calamus *L.* 418, 626. — II, 27.
Acrasia *v. Tiegh.* 95.
— granulata *v. Tiegh.* 95.
Acrasieae 94, 95.
Acremonium alternatum 48.
— fimicolum *Mass. et Salm.** 40, 134.
Acridocarpus II, 491.
— glaucescens *Engl.** II, 180.
— katangensis *Wildem.** 689. — II, 180.
Acritochaete *Pilger* N. G. 548, 645.
— Volkensii *Pilger** II, 148.
Acrobolbus *Nees* 250.
— bilobus *Mitt.** 259.
— madagascariensis *Steph.** 250, 259.
— Mittenii *Steph.** 250, 260.
— Wilsoni *(Tayl.) Nees* 221.
Acrocephalus ciliatus II, 511.
Acrochlamydeae 687.
Acrocomia eriacantha *B. Rodr.** II, 160.
Acrolejeunea 285.
— occulta *Steph.* 286.
Acroptilon Picris P. 187.
— picris *Pall.* 439, 440. — II, 557.
Acrosiphonia II, 102.
Acrostalagmus albus *Preuss* II, 374.
— aphidum *Oud.** 134.
— cinnabarinus *Cda.* 40, 55.
Acrostichum 616.
— aureum 840.
— Haddeni *Hollick** II, 744.
— (Stenochlaena) Smithii *Racib.** II, 716, 729.
Actaea 612.
— asplenifolia *Greene** II, 199.
Actaea californica *Gr.** II, 199.
— caudata *Greene** II, 199.
— melanocarpa 456.
— spicata *L.* 424, 456, 626. II, 69.
Actinidia kolomicta II, 646.
Actiniopsis plumbea *Starb.* 177.
Actinocyclus II, 606.
Actinomyces 78, 74, 288, 881.
— carneus 881.
— ochraceus 881.
— ochroleucus 881.
Actinonema Rosae 78.
Actoplanes *K. Sch.* N. G. 650. — II, 158.
— canniformis *(Forst.) K. Sch.** II, 158.
— grandis *Bak.* II, 158.
— Ridleyi *K. Sch.** II, 152.
Actinoptychus II, 606.
Actinostemma II, 648.
Actinothyrium *Kze.* 41.
Acurtis *Fr.* II, 405.
Adansonia II, 828.
— digitata II, 864.
— Grandidieri 547.
— madagascariensis 547.
— za 547.
Adelanthus decipiens *(Hook.) Mitt.* 217.
Adelges Abietis II, 669.
— strobilobius II, 669.
Adelothecium bogotense *Mitt.* 241.
Adenanthera 615.
— pavonina 548. — II, 883.
Adenia Goetzei 559.
— Schlechteri *Harms** II, 198.
Adenium II, 47.
— coaetaneum *Stpf.** II, 218.
Adenocarpus foliolosus *Ait.* II, 562.
— hispanicus 481.
— intermedius *DC.* II, 565, 568.

Digitized by Google

Adenodolichos *Harms* N. G. II, 176.
— adenophorus *(Harms) Harms** II, 176.
— Anchietaei *(Hi.) Harms** II, 176.
— Baumii *Harms** II, 176.
— Bussei *Harms** II, 176.
— euryphyllus *Harms** II, 176.
— macrothyrsus *(Harms) Harms** II, 176.
— punctatus *(M. Mich.) Harms** II, 176.
— rhomboideus *(O. Hoffm.) Harms** II, 176.
Adenophora 487.
— coronopifolia 501.
— denticulata 501, 666.
— — *var.* latifolia *Freyn* 666.
— liliifolia 426, 487.
— marsupiflora 501.
— Richteri *Borb.* 457, 666.
— verticillata 501.
Adenostegia pilosa P. 106, 188. — II, 398.
Adenostemma brasilianum 538.
— fasciculatum 524, 525.
— sparsifolium 524.
— viscosum 548.
Adenostyles albifrons 414, 419.
— alpina 418.
Adesmia Ameghinoi *Speg.* II, 178.
— canescens *As. Gr.* II,
— filipes *As. Gr.* II, 178.
— grisea *Hook. fil.* II, 178.
— karraikiensis *Speg.** II, 176.
— leptopoda *Speg.** II, 176, 178.
— Morenonis *Harms** II, 176.
— pinifolia *Gill.* II, 178.
— patagonica *Speg.* II, 178.
— salicornioides *Speg.** II, 176, 178.
Adesmia tehuelches *Speg.** II, 176, 178.
— trifoliata *Gill.* II, 178.
— trijuga *Gill.* II, 178.
— villosa *Hook.* II, 176.
Adiantites oblongifolius II, 764.
Adiantum II, 680, 727.
— Capillus-Veneris *L.* 468, 484, 486. — II, 709, 714.
— caudatum II, 697.
— concinnum II, 729.
— cuneatum II, 726, 729.
— dolabraeforme II, 697.
— Edgeworthii II, 697.
— elatum II, 729.
— farleyense II, 726, 729.
— fragrantissimum II, 729.
— Gravesii II, 729.
— lunulatum *Burm.* II, 714.
— — *var.* limbatum *Christ** II, 714.
— pedatum II, 688.
— refractum *Christ** II, 714, 729.
— rotundifolium II, 697.
— scutum II, 729.
— venustum *Don.* II, 714.
Adicea nummulariaefolia 584.
Adonis coerulea 491.
— vernalis 401, 488, 626. — II, 69.
Adoxa moschatellina 501, 657. — II, 284, 470.
Adoxaceae 657. — P. 121.
Aechmea 617.
— coerulescens II, 628.
— pulchra 589.
Aechmolepis rosmarinifolia *Dcne.* II, 218.
Aecidium 120.
— Actaeae II, 400.
— albilabrum *Kalchbr.* 117.
— Ancylanthi *P. Henn.** 29, 134.
— Angelicae II, 396.
— Anisotomes *Reich.* 117.
Aecidium Aquilegiae 78.
— Aschersonianum *P. Henn.* 117.
— Atriplicis *Shear** 28, 134.
— atro-album *P. Henn.** 29, 134.
— Auriculae *P. Magn.* 111.
— Azorellae *Speg.* 117.
— baccharidicolum *Speg.* 135.
— Baumianum *P. Henn.** 29, 134.
— Berberidis ruscifoliae *P. Henn.** 134.
— Berulae *Bubák** 108, 134. — II, 397.
— Biscutellae *Noelli** 120, 134.
— Borrichiae *Syd.* II, 398.
— Bubakianum *Juel* 117.
— carotinum *Bubák** 108, 134. — II, 397.
— Cimicifugatum *Schw.* 38.
— Cinnamomi *Racib.* II, 367.
— clerodendricola *P. Henn.** 29, 134.
— Compositarum Lactucae *Burrill* 82.
— Convallariae *Schum.* II, 374.
— Cryptotaeniae *Diet.* 117.
— Dakotensis *Griff.** 20, 134.
— Delphinii *Barthol.** 134.
— elatinum *Alb. et Schw.* 115. — II, 395, 397, 400, 404.
— Eritrichii *P. Henn.** 134.
— Euphorbiae *Pers.* 82.
— Ferulae *(Rouss. et Dur.) Lindr.* 117.
— Foeniculi *Cast.* 117.
— Fraxini *Schw.* 106. — II, 398.
— graveolens *Shuttlew.* II, 396, 401.
— Grindeliae *Griff.** 20, 134.

Digitized by Google

Aecidium Grindeliae *Syd.* 20.
— Grossulariae *(Pers.) Schum.* 84, 121.
— Guadalajarae *Syd.** 184.
— habunguensis *P. Henn.** 29, 184.
— Helianthellae *Arth.** 184.
— hibisciatum *Schw.* 84.
— Inouyei *P. Henn.** 28, 184.
— Ipomoeae *Thüm.* II, 868.
— Isatidis 41.
— Jacquemontiae *Ell. et Ev.** 184.
— Jamesianum *Peck* 82.
— kakelense *P. Henn.** 29, 184.
— lactucinum *Lagh. et Lindr.* 108, 191. — II, 400.
— Leptotaeniae *Lindr.* 117. — II, 899.
— leucospermum *DC.* 111.
— Libanotidis *Thuem.* 117.
— Ligulariae *Thüm.* 85.
— Ligustici *Ell. et Ev.* 117.
— Lippiae sidoidis *Syd.** 184.
— longaense *P. Henn.** 29, 184.
— Machili *P. Henn.** 184.
— Mangaranga *P. Henn.** 29, 184.
— Mayorii *Ed. Fisch.** 111, 185.
— Mei *Schroet.* 117.
— Melananthi *P. Henn.** 185.
— moricola *P. Henn.** 185.
— Pastinacae *Rostr.* 115. — II, 396.
— patagonicum *Speg.** 185.
— Patriniae *P. Henn.** 408. 185.
— Peckii *De Toni* 82.
— pedatatum *(Schw.)* II,
Aecidium Petersii *B. et C.* II, 408.
— Phillyreae *DC.* 110.
— plectroniicola *P. Henn.** 29, 185.
— pseudo-columnare 41.
— punctatum *Pers.* 78, 111.
— Ranunculi *Schw.* 88
— salinum *Lindr.** 117, 185.
— sanguinolentum *Lindr.* 85. — II, 399.
— sarcinatum *Lindr.** 117, 185.
— Sceptri *Lindr.* II, 899.
— Scillae *Fuck.* 107.
— Selini *Lindr.* 117. — II, 899.
— Seseli *Niessl* 117.
— strobilinum II, 897.
— thlaspinum *Syd.** 185.
— Thymi *Fuck.* 106.
— Thysselini *Lindr.* 117. — II. 399.
— Tinneae *P. Henn.** 29, 185.
— Tracyanum *Syd.* II, 898.
— Tranzschelianum *Lindr.* II, 899.
— tucumanense *Sacc. et Syd.** 185.
— Umbilici *Trott.* 85.
—Valerianellae *Biv. Bernh.* 85.
— virgatum *Lindr.** 117, 185.
— Zephyranthis *Shear** 28, 185.
Aegagropila II, 117, 118.
Aegiceras 692, 698.
— corniculatum 851.
— floridum 851.
— majus II, 296.
Aegilops Aucheri *Boiss.* 887.
— bicornis *Jaub. et Spach* 887, 888, 404.
— ovata 404, 472.
Aegilops ovata × Triticum vulgare II, 827.
— speltiformis II, 827.
— speltoides *Jaub. et Spach* 887, 888, 489.
— speltoides *Tausch.* 887.
— triaristata 481.
— triuncialis 481.
Aegiphila obducta *Vell.* II. 49.
Aegopodium alpestre 501, 508. — P. 117, 191.
— Podagraria 897, 508.
— tenerum *(Miq.) Yabe** 508. — II, 207.
Aegopordon berardioides P. 188.
Aeluropus macrostachyus *Hack.** II, 148.
Aeolanthus glandulosus 559.
— tuberosus 560.
Aeranthus Deistelianus *Krzl.** II, 157.
Aerides II, 489, 550.
Aërobacter aërogene II, 886.
Aërobryum 284.
— lanosum *Mitt.* 284.
— subjuligerum *Hpe.* 285.
Aeschynomene aspera 541, 554.
— americana 534.
— Dewevrei *Wild. et Dur.** II, 176.
— elaphroxylon 541, 557.
— glutinosa *Schz.** II, 176.
— kilimandscharica 559.
— Newtonii *Schz.** II, 176.
— nilotica 541.
— nyikensis 558.
— pinnata 541.
— Rehmannii *Schz.** II, 176.
— Schimperi 558.
Aesculus 618, 682. — II, 488.
— Hippocastanum *L.* II, 85, 68. 81, 470, 499. — P. 84, 150, 156.

Digitized by Google

Aesculus parviflora *Walt.* 604.
— rubicunda P. 119, 168.
Aethalium septicum II, 268.
Aetheotesta II, 762, 763.
Aethionema armenum *Boiss.* II, 451.
— cordifolium *DC.* II, 450.
— diastrophis *Bunge* II, 451.
— saxatile (*L.*) *R. Br.* 422.
Aethusa Cynapium *L.* P. 117.
Afrardisia *Mez.* N. G. 698.
— II, 282.
— bracteata (*Bak.*) *Mez.** 691. — II, 282.
— brunneo-purpurea (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— Conraui (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— cymosa (*Bak.*) *Mez.** II, 282.
— haemantha (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— polyadenia (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— Sadebeckiana (*Gilg*) *Mez.** 691. — II, 282.
— Schlechteri (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— Staudtii (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
— Zenkeri (*Gilg*) *Mez.** II, 282.
Afrocalathea *K. Sch.* N. G. 650.
— rhizantha (*K. Sch.*) *K. Sch.** II, 158.
Afzelia bijuga II, 826, 827.
— cuanzensis 558, 555, 557.
Agapanthus caulescens *Sprenger** II, 152.
Agaricaceae 7, 10, 11, 12, 14, 16, 28, 26, 28, 30, 36, 40, 41, 128.
Agaricus 22. — II, 406.
Agaricus albus II, 65.
— arvensis P. 158.
— campestris *L.* 91, 128, 488.
— cretacellus *Atk.** 185.
— lepiotoides *Speg.* 185.
— melleus *Vahl.* 680. — II, 408.
— perrarus *Schulzer* 18.
— platensis *Sacc. et Syd.** 185.
— pseudoboletus *Jcq.* 21, 158.
— Sterlingii *Peck** 185.
Agarum II, 110.
Agathis II. 9.
— australis II, 862.
Agave 581, 615. — II, 55, 835, 865, 871.
— americana *L.* 482, 488, 581, 630, 641. — II, 267, 788, 789, 865, 871.
— atrovirens 581.
— Bakeri 641.
— coccinea II, 835.
— dactylio *A. Web.** II, 145.
— heteracantha 581.
— Langlassei *André** II, 145.
— mexicana 630.
— recurvata 526.
— rigida 581. — II, 864, 870.
— rigida sisalana II, 43.
— Salmiana 581.
— Sisalana II, 835, 864, 870.
— tequilana *A. Web.** 582, — II, 145, 871.
— Weberi *André** II, 145, 871.
Ageratina fruticosa 561.
Ageratum conyzoides 548.
— mexicanum 427.
Aglaia trichostemon *Becc.** II, 182.
Aglaonema siamense *Engl.** 544. — II, 145.
— tenuipes *Engl.** 544. — II, 145.
Aglaospora taleola *Tul.* 80.
Agrimonia Eupatoria *L.* 488.
— odorata 480.
— pilosa 501.
Agriophyllum gobicum 499.
Agromyza Kiefferi *Tavares** II, 569.
— pulicaria *Ng.* II, 569.
— Schineri *Gir.* II, 518, 582.
Agropyrum P. 102.
— cristatum 456.
— Goiranicum *Kr.* II, 151.
— longiaristatum 496.
— occidentale P. 20.
— repens *Beauv.* II, 549, 569.
— scirpeum 487.
— striatum 496.
— Thoroldianum 496.
Agrostemma Githago *L.* 346, 424, 476. — II, 44, 499, 780.
Agrostis II, 489.
— alba 422. — P. II, 376.
— bacillata *Hack.** II, 148.
— brevifolia *Nutt.* II, 150.
— canina 398, 441, 626. — P. 112.
— Castellana *Boiss. et Reut.* 475.
— difficilis II, 298.
— nigra 466.
— obtusissima *Hack.** II, 148.
— occidentalis *Lams. Scribn. et Merrill* II, 148.
— pallida 488.
— Pittieri *Hack.** II, 148.
— sanctacruzensis *Speg.** II, 148.
— Sodiroi *Hack.** II, 148.
— stolonifera *L.* II, 580. — P. 112.
— tehuelcha *Spegazz.** II, 148.
— tenuis 524.

Digitized by Google

Agrostis valdiviana *Hack.** II, 148.
— vulgaris 441. — P. II, 402.
Agyriella *Sacc.* 42.
Ailanthus 616. — II, 841, 788, 794.
— glandulosa *Desf.* 408, 481. — II, 491.
Ainsliaea elegans *Hemsl.** II, 221.
— elegans *Hook.* 671.
— gracilis P. 188.
Aira antarctica 567.
— articulata *Desf.* II, 151.
— bottnica P. 112.
— caespitosa 396, 418, 441. — P. 112.
— — *var.* rhenana 418.
— flexuosa 447.
— minuta *L.* II, 150.
Airopsis tenella *(Cav.) Asch. et Graebn.** II, 148.
Aizoaceae 540, 609, 614, 615, 616, 657. — II, 164.
Ajouea Hassleri *Mez** II, 178.
Ajuga 408. — II, 481, 482.
— amurica *Freyn** II, 281.
— chamaepitys *Schreb.* 405, 467. — II, 475.
— genevensis *L.* 419. — II, 822, 506.
— pyramidalis *L.* 411.
— reptans *L.* II, 506.
Akontae II, 118.
Alafia 218.
— Butayei *Stpf.** II, 218.
— erythrophthalma *(K. Sch.) K. Sch.** II, 218.
— grandis *Stapf* II, 218.
— landolphioides *K. Sch.* II, 218.
— lucida *Stpf.* II, 216.
— malouetioides *K. Sch.** II, 218.
— scandens *(Thonn. et Schum.) K. Sch.* II, 218.
— Schumannii *Stpf.** II, 218.
Alaria II, 110.
Alariideae II, 128.
Albersia blitum 848.
Albizzia II, 55.
— anthelmintica 558. — II, 876.
— Antunesiana 559.
— brevifolia *Schz.** II, 175.
— Brownei 558.
— euryphylla *Harms** II, 175.
— fastigiata *Oliv.* II, 41, 882.
— katangensis *Wildem.** 684. — II, 175.
— maranguensis 559.
— moluccana P. 188, 195.
— montana P. 44. — II, 864.
— procera II, 488.
— stipulata II, 888.
— versicolor 558.
Albuca angolensis 559.
— Erlangeriana *Engl.** II, 152.
— juncifolia 611.
— katangensis *Wild.** II, 152.
— Zenkeri *Engl.** II, 152.
Albugo candidus *(Pers.) Kze.* 88.
— Lepigoni 95.
— platensis *(Speg.) Swingle* 82.
— Portulacae *(DC.) Kze.* 84.
Alchemilla 423, 474, 617, 701. — II, 286, 804, 788.
— acuminatidens *Bus.** II, 202.
— acutangula II, 805.
— alpigena *Bus.** II, 201.
— alpina 599. — II, 201, 805.
— amphiargyrea *Bus.** II, 201.
— amphisericea *Bus.** II, 201.
— asterophylla *Buser** II, 201, 788.
Alchemilla austriaca *Wettst.** II, 201.
— basaltica *Bus.** II, 201.
— conjuncta *Bab.** II, 201.
— cuneata *Gaud.* II, 201.
— fallax *Bus.** II, 201.
— flexicaulis *Bus.** II, 201.
— Gemma *Bus.* II, 201.
— grossidens *Bus.** II, 201.
— heptaphylla *Schleich.* II, 201.
— incisa *Bus.** II, 201.
— Jacquetiana *Bus.** II, 201.
— leptoclada *Bus.** II, 201.
— Marcailhouorum *Buser** 707.
— multifida *Scheele* II, 201.
— Othmari *Bus.** II, 201.
— pallens *Bus.** II, 201.
— pastorales II, 805.
— pentaphylla×alpina II, 201.
— sericata II, 805.
— sericoneura *Bus.** II, 201.
— splendens *Christ** II, 201.
— subsericea *Reut.** II, 201.
— transiens *Buser** II, 201.
— venulosa *Bus.** II, 201.
— vulgaris 488, 466. — II, 201.
— — *var.* alpestris 466.
— — *var.* pratensis 466.
— — *var.* filicaulis *(Buser)* 466.
Alchornea P. 157.
Alcicornopteris Zeilleri II, 772.
Aldrovandia 541, 554.
— vesiculosa 845, 418.
Alectoria ochroleuca 447.
Alectorolophus 421, 707, 708. — II, 269.
— angustifolius 405, 419, 422, 425.
— Facchinii 422.
— gracilis 422.
— hirsutus 422.

Digitized by Google

Alectorolophus Kerneri 422.
— lanceolatus 422.
— majus 419, 422.
— — *var.* glaber 419.
— melampyroides *Borb. et Deg.** 438, 706. — II, 289.
— minor 422.
— patulus 420, 422, 425.
— pindicus *Sterneck** 708. — II, 289.
— serotinus 425.
— Sintenisii *Stern.** 708. II, 289.
— stenophyllus 422.
— subalpinus 422.
Alethopteris lonchitica II, 764.
Aleuria 25.
— blumenaviensis *P. Henn.** 25, 185.
— cerea 88.
Aleurina apiculata *(Cke.) Sacc. et Syd.** 185.
— applanata *(Rabh. et Gonn.) Sacc. et Syd.** 185.
— crinita *(Bull.) Sacc. et Syd.** 185.
— elastica (*Pat. et Gaill.*) *Sacc. et Syd.** 185.
— fuscocarpa *(Ell. et Holw.) Sacc. et Syd.** 185.
— lignicola *(Rostr.) Sacc. et Syd.** 185.
— marchica *(Rehm) Sacc. et Syd.** 185.
— Novae-Terrae (*Ell. et Ev.*) *Sacc. et Syd.** 185.
— olivacea (*Patt.*) *Sacc. et Syd.** 185.
— orientalis (*Patt.*) *Sacc. et Syd.** 185.
— phaeospora *(Hazsl.) Sacc. et Syd.** 185.
— Puiggarii (*Speg.*) *Sacc. et Syd.** 186.
— reperta (*Boud.*) *Sacc. et Syd.** 186.
— retiderma (*Cke.*) *Sacc. et Syd.** 186.
Aleurina splendens (*Pat.*) *Sacc. et Syd.** 186.
— tahitensis *(Pat.) Sacc. et Syd.** 186.
— vinacea *(Clem.) Sacc. et Syd.** 186.
Aleurites *Forst.* 679. — II, 827.
— moluccana II, 54, 888.
— trilobata II, 827.
Aleurodiscus javanicus *P. Henn.* 148.
Alicularia compressa 218.
— minor *Limpr.* 225, 226.
— scalaris 218.
Alisma 611, 612, 618.
— lanceolatum 468.
— Plantago *L.* 626. — P. 185.
— tenellum 565.
Alismaceae 562, 609, 641. — II, 145, 470.
Alkanna primuliflora 402.
Allamanda 583, 584.
— cathartica *L.* 581, 659.
Allanblackia Stuhlmanni *Engl.* II, 862.
Allardia tomentosa 498.
Allescherina *Berl.* 97.
— Clematidis *(Br. et Har.) Berl.* 97.
— crotonicola *(Rehm) Berl.* 97.
— deusta (*Ell. et Mart.*) *Berl.* 97.
— effusa (*Fuck.*) *Berl.* 97.
— eutypaeformis (*Sacc.*) *Berl.* 97.
— Rubi *(Pass. et Beltr.) Berl.* 97.
— sparsa (*Ell. et Ev.*) *Berl.* 97.
— tenella (*Sacc.*) *Berl.* 97.
— Terebinthi *(Ces.) Berl.* 97.
Alliaria officinalis 489.
Allfonia bracteata *Rybd.** II, 188.
— divaricata *Rydb.** II, 188.
Allionia lanceolata *Rydb.** II, 188.
— nyctaginea 489.
— pilosa *(Nutt.) Rydb.** II, 188.
Allionella *Rydb.* N. G. 522. — II, 188.
— oxybaphoides (*A. Gr.*) *Rydb.** II, 188.
Allium 369, 479, 618, 616. — II, 644, 790. — P. 200.
— acutangulum 418.
— agrostis II, 152.
— ambiguum *M. Jon.** II 152.
— ascalonicum 425. — P. 114, 170. — II, 894.
— Austinae *M. Jon.** II, 152.
— Breweri *Wats.** II, 152.
— carinatum 405, 419.
— Cepa 425. — II, 268, 278, 285, 788, 827. — P. 114, 170. — II, 882, 894.
— cibarium *Sheldon** II, 152.
— decipiens *Marc. Jones** II, 152.
— dichlamydeum *Greene** II, 152.
— Diehlii *M. Jon.** II, 152.
— Ellisii 647.
— falcifolium II, 152.
— — *var.* Breweri *Marc. Jon.* 11.
— fallax 479.
— fibrillum *M. Jon.** II, 152.
— foliosum *Char.* 427.
— hypoglottis II, 152.
— — *var.* bracteatus *Osterh.* II, 152.
— Inyonis *M. Jon.** II, 152.
— Jacquemontii 496.
— japonicum P. 188.
— lineare 456.
— minimum *M. Jon.** II, 152.

Digitized by Google

Allium Moly P. 114.
— narcissiflorum 479.
— neapolitanum 489.
— Nevinii II, 152.
— nipponicum P. 110.
— oleraceum 398, 417, 418, 466.
— pasqualensis *M. Jon.** II, 152.
— Porrum 425. — P. 114, 170. — II, 387.
— sativum 425. — II, 828.
— saxatile 486.
— Schoenoprasum 418, 442. — P. 114, 170. — II, 894.
— Schubertii 648.
— Semenovii 496.
— senescens 496.
— serratum II, 15°.
— Traskae *Eastw.** II, 152.
— tribracteatum II, 152.
— trifoliatum 489.
— ursinum 389, 400, 415, 424, 484, 452, 612. — P. 114, 170. — II, 894.
— Victorialis 612. — P. 107, 205.
— vineale P. 114. — II, 894.
— Webberi II, 152.
Alsophila P. 151.
Allophyllus 490.
— africanus 557.
— chaunostachys 559.
— edulis *Radlk.* II, 50.
— guaraniticus *Radlk.* II, 50.
— sericeus *Radlk.* II, 50.
— yeru 557.
Alloplectus Grisebachianus (*O. Ktze.*) *Urb.* II, 229.
— domingensis *Urb.** II, 229.
Alnaster fruticosa 502.
Alniphylllum macranthum *Perkins** II, 240.
Alnites grandifolia *Newb.* II, 758.
Alnites latifolia *Deane** II, 788.
Alnus 349, 508, 614, 617, 664. — II, 296, 470, 497, 558, 787, 788. — P. 56, 151. — II, 876.
— curta *Dn.* II, 758.
— firma *Sieb. et Zucc.* II, 165, 166.
— — *var.* multinervis *Reg.* II, 166.
— glutinosa *Gärtn.* 387. — II, 828, 497, 568, 800. — P. 7. — II, 871, 878.
— — *var.* japonica 508.
— incana *Willd.* 442, 508. — II, 828, 488, 497.
— — *var.* emarginata 508.
— — *var.* glauca 508.
— — *var.* hirsuta 508.
— — sibirica 508.
— Keferstelnii *Unger* II, 749.
— manuescensis *Laurent** II, 749.
— maritima 508.
— — *var.* formosana 507.
— — *var.* japonica 507.
— pendula *Matsum.** 508. — II, 166.
— serrulata *Willd.* II, 497.
— Sieboldiana *Matsum.** 508. — II, 166.
— viridis 407, 419, 424, 481, 508.
— — *var.* sibirica 508.
— yusha *Matsum.** 508. — II, 166.
Alocasia II, 47.
— fornicata 548.
— indica 548.
— longiloba 548.
Aloë 609, 649. — II, 85, 69, 82, 257, 466.
— commutata *Tod.* 554.
— dichotoma II, 824.
— latifolia II, 680.
— macrocarpa *Tod.* 554.
— obscura *Mill.* 554.
— oligopsila *Bak.** 554, 647. — II, 152.
Aloë pendens 647.
— Pervilli II, 680.
— rubroviolacea 647.
— Schoenlandi *Baker** 648. — II, 152.
— somaliensis hort.* II, 152.
— Wallichii II, 680.
Aloina (*C. Müll.*) *Kindb.* 240.
— brevirostris *Kindb.* 226.
Alonsoa caulialata 580.
— incisaefolia 580.
Alopecurus alpinus 386, 459.
— brachystachys *M. B.* 644.
— laguriformis *Schur.* 644.
— myosuroides 467.
— pratensis 488, 626. — P. 112, 116. — II, 876, 896.
— — *var.* caudatus 488.
Aloysia II, 788, 797.
Alpinia bilamellata *Makino** II, 168.
— boninsimensis *Mak.** II, 168.
— Engleriana II, 488.
— kumatake *Makino** II, 168.
— macroura *K. Sch.** 544. — II, 168.
— oxymitra *K. Sch.** 544. — II, 168.
— satsumensis *Gagnepain** II, 168.
Alsine II, 440, 510.
— austriaca 480.
— hirta 450.
— — *var.* rubella 450.
— lanceolata *M. K.* 487.
— — *var.* condensata *Koch* 487.
— laricifolia 480.
— stricta 419.
— tenuifolia 418, 427, 481.
— valida *Goodding** II, 166.
— verna 408, 456.

Digitized by Google

Alsodeia 550.
— Engleriana *Wild. et Dur.* II, 210.
Alsophila Goyazensis *Chr.** II, 724, 729.
— gracilis *Underw. et Maxon** II, 728, 729.
— paleolata *Mart.* II, 724.
Alstonia scholaris II, 488, 621. — P. 137.
Alstroemeria Ligtu 565.
Alternanthera paronychioides 584.
— sessilis 558.
Alternaria 62, 129. — II, 867, 879.
— Brassicae *(Berk.) Sacc.* II, 870.
— Citri *Pierce** 84, 186.
— humicola *Oud.** 186.
— lanuginosa 41.
— Pruni *Mc Alp.** 81, 186.
— Solani 81, 84.
— tenuis *Nees* 81. — II, 377.
— Violae 78.
— Vitis *Cav.* II, 428.
Althaea armeniaca *Ten.* II, 180.
— hirsuta 467.
— kragejuvacensis *Pančić** II, 180.
— micrantha *Wiesb.** II, 180.
— officinalis *L.* II, 21, 180.
— rosea II, 588.
Altingia excelsa 841.
Alucita grammodactyla *Zell* II, 574.
— hexadactyla *Hb.* II, 588.
Alyssum II, 491.
— alpestre 456.
— arenarium *Gmel.* II, 580.
— campestre 404.
— canescens 491.
— montanum *L.* 415, 481. — II, 455.
Alyssum podolicum *Bess.* II, 455.
— pumilum *Gaud.* II, 455.
— saxatile *L.* 406. — II, 455.
— Wulfenianum *Boiss.* II, 455.
Amanita 17, 88, 128, 124.
— baccata 17.
— farinosa 17.
— flavoconia *Atk.** 186.
— flavorubescens *Atk.** 186.
— Mappa *Fr.* 90.
— muscaria *L.* 17, 90, 91.
— — *var.* coccinea 17.
— nitida *Fr.* 128.
— nivalis 17.
— pantherina 55, 122.
— phalloidea *Fr.* 22, 90.
— — *var.* striatula *Peck** 22.
— rubescens 17, 122.
— strangulata 17.
— vaginata 17, 55.
— verna 122.
Amanitopsis *Roze* 17, 88, 128.
— albocreata *Atk.** 186.
— vaginata 28, 91.
— — *var.* crassivolvata *Peck** 28.
Amaralia *Welw.* 551.
Amarantaceae 389, 540, 609, 615, 657. — II, 165.
Amarantellus *Spegazz.* N. G. II, 165.
— argentinus *Spegazz.** II, 135.
Amarantus P. II, 382.
— albus 420.
— blitoides 847.
— Blitum 418, 566. — II, 825.
— caudatus P. 184.
— chlorostachys *Willd.* 484, 566.
— commutatus 484.
— cristulatus *Spegazz.** II, 165.
Amarantus gangeticus 499.
— Palmeri II, 522.
— retroflexus 348.
— spinosus P. 159.
— vulgatissimus *Spegazz.** II, 165.
Amaryllidaceae 601, 612, 615, 616, 617, 641. — II, 145, 489.
Amaryllis II, 827, 661.
— atamasco P. II, 382.
— psittacina 841.
— reginae II, 511.
Ambelania grandiflora *Hub.** II, 218.
Amblyanthopsis 699.
Amblyanthus 692.
— glandulosus 852.
— polyanthus *Laut. et K. Sch.* II, 284.
Amblyosporium echinulatum *Oud.** 186.
Amblystegium 212, 284, 441.
— auriculatum *Bryhn** 218, 254.
— capillifolium *(Warnst.) Lindb.* 215.
— curvicaule 227.
— — *f.* tenuis *Breidl.* 227.
— entodontoides *Broth. et Par.** 284, 254.
— fallax *(Brid.) Milde* 280.
— filicinum 227.
— — *f.* stricta *Mat.* 227.
— fluviatile *Br. eur.* 231.
— — *var.* brevifolium *Ren. et Card.* 231.
— giganteum *(Schpr.)* 458.
— hygrophilum *(Jur.) Schpr.* 224.
— Kneiffii *Br. eur.* 247, 458.
— irriguum *Schpr.* 219, 280.
— — *var.* longifolium *Röll** 280.
— — *var.* spinifolium *Schpr.* 219.

Digitized by Google

Amblystegium macilentum *Ren. et Card.** 286, 254.
— Montanae *Bryhn** 242, 254.
— papillosum *Broth. et Par.** 284, 254.
— riparium *Br. eur.* 217, 281.
— — *var.* longinerve *Card. et Thér.* 281.
— scorpioides *(L.) Lindb.* 458.
— serpens *B. S.* 218, 227, 231, 458.
— — *var.* beringianum *Card. et Thér.** 218.
— — *var.* longifolium *Breidl.* 227.
— — *var.* subenerve *Ren. et Card.* 231.
— serpens *(L.) Br. eur.* 458.
— subtile *(Hedw.) B. S.* 232.
— trichopodium *(Schultz) C. Hartm.* 224.
— varium 218.
— — *var.* alaskanum *Card. et Ther.** 218.
— Zembliae *C. Jensen* 458.
Ambrosia artemisiaefolia 401.
— tenuifolia 588.
— tomentosa *Nutt.* II. 228.
— trifida 403, 468.
Amelanchier P. 185.
— oxyodon *Koehne** 460, 523. — II, 202.
— vulgaris 405, 419.
Amentaceae 612.
Amentiflorae 687.
Amerosporium *Speg.* 42.
— platense *Speg.** 186.
— Vanillae *P. Henn.** 186.
Amethystea coerulea 502.
Amherstia nobilis 686.
Ammadenia 886.
— peploides 398, 402.
Ammodendron 615.
Ammophila 516.
— arenaria II, 668.
Amomum II, 860.
— alpinum *Gagnepain** II, 163.
— Cardamomum II, 860.
— cuspidatum *Gagnepain** II, 163.
— Danielli II, 827.
— echinosphaera *K. Sch.** II, 163.
— hirticalyx *K. Sch.** 544. — II, 163.
— loroglossum *Gagnep.** II, 163.
— Melegueta II, 828.
— procurrens *Gagnep.** II, 168.
— thyrsoideum *Gagnep.** II, 163.
— vespertilio *Gagnep.** II, 168.
Amorpha 518, 686.
— angustifolia *Boynt.** 686. — II, 176.
— angustifolia *(Pursh)* 518.
— canescens P. 141.
— fruticosa 396. — II, 176. — P. 159.
— fruticosa angustifolia *Pursh* 518, 686.
— hispidula 525.
— montana *Boynt.** 686. — II, 176.
— nitens *Boynt.** 686. — II, 176.
— laevigata pubescens *Gray* 518, 686.
— pubescens *Willd. et Schlecht.* 518.
— texana mollis 518, 686.
Amorphophallus II. 470, 490. — P. 142.
— angustilobum *Bail.** II, 145.
— glabra *Bailey** II, 145.
— Rivieri II, 490.
— simlense P. 829.
Ampelidaceae II. 280.
Ampelocissus Dekindtiana *Gilg** II, 211.
Ampelopsis 618, 617, 618.
— aconitifolia *Bge.* II, 280.
— — *var.* dissecta *Bge.* II, 280.
— brevipedunculata *(Max.) Koehne* II, 280.
— cordata *Mchx.* II, 280.
— hederacea II, 644.
— heterophylla *S. et Z.* II, 280. — P. II, 898.
Amphicarpaea P. 184.
Amphidium *(Nees) Schpr.* 240.
— lapponicum *Schpr.* 228.
— Mougeotii *Br. eur.* 241.
Amphidoxa II, 221.
Amphilophium molle II, 448.
— paniculatum II, 448.
Amphipleura II, 597.
Amphiprora II, 597, 600, 606.
— Balatonis *Pant.** II, 607.
— hyalina *Pant.** II. 607.
— hyperborea II, 605.
Amphiroa II, 132.
— aberrans *Yendo** II, 187.
— crassissima *Yendo** II, 187.
— cretacea *Endl.* II, 132.
— declinata *Yendo** II, 187.
— echigoensis *Yendo** II, 187.
— misakiensis *Yendo** II, 187.
— pusilla *Yendo** II, 187.
— valonioides *Yendo** II, 187.
— zonata *Yendo** II, 187.
Amphisphaerella 25.
— hypoxyloides *P. Henn.** 25, 186.
Amphisphaeriaceae 14, 18.
Amphisporium *Lk.* 42.

Digitized by Google

Amphora II, 597.
— Beta, II, 597.
— conjuncta *Pant.** II, 607.
— Ehta II, 597.
— Epsilon II, 597.
— Granii *Pant.** II, 607.
— Kertschiana *Pant.** II, 607.
— maeotica *Pant.** II, 607.
— Marchesettiana *Pant.** II, 607.
— ostrearia II, 597.
— revirescens *Pant.** II, 607.
— russica *Pant.** II, 607.
— Theta II, 597.
— Tittoniana *Pant.** II, 607.
— Tomassiniana *Pant.** II, 607.
Amphoranthus *Spc. Moore* N. G. 687. — II, 178.
— spinosus *Spenc. Moore** 489, 688. — II, 178.
Amphoridium curvipes *(C. Müll.) Jaeg.* 286.
Amphoropsis II, 600.
Amsonia latifolia P. 185.
— patagonica *Spegazz.** II, 219.
— salicifolia 625.
Amsinckia pseudolycopodioides *(Clos) Speg.** II, 219.
— tessellata 605.
Amygdalus 614. — P. 137, 146, 148, 150, 152, 166, 169, 174, 177, 196, 199, 202.
— communis *L.* II, 82. — II, 558. — P. 176.
— kermanensis *Bornm.* II, 558.
— nana 488, 456.
— Persica II, 788. — P. 161, 195, 198.
— Petunikowii *Litwinow** II, 202.
Amylobacter 87.
Amylocarpus *Barb. Rodr.* N. G. II, 160.
— acanthocnemis *(Mart.) Rodr.** II, 166.
— arenarius *B. Rodr.** II, 160.
— cuspidatus *B. Rodr.** II, 160.
— ericetinus *B. Rodr.** II, 160.
— formosus *B. Rodr.** II, 160.
— geonomoides *(Drude) B. Rodr.** II, 160.
— hirtus *(Mart.) B. Rodr.** II, 160.
— hylophilus *(Spruce) B. Rodr.** II, 160.
— linearifolius *B. Rodr.** II, 160.
— marayay *B. Rodr.** II, 160.
— microspathus *B. Rodr.** II, 160.
— mitis *(Mart.) B. Rodr.** II, 160.
— pectinatus *(Mart.) B. Rodr.** II, 160.
— platispinus *B. Rodr.** II, 160.
— pulcher *(Trail) B. Rodr.** II, 160.
— settipinnatus *B. Rodr.** II, 160.
— simplicifrons *(Mart.) Barb. Rodr.** II, 160.
— syagroides *B. Rodr.** II, 160.
— tenuissimus *B. Rodr.** II, 160.
— xanthocarpus *B. Rodr.** II, 160.
Amylomyces 70, 97.
— Rouxii *Calmette* 70, 97, 802, 808.
Amyris II, 70.
— elimifera *Royle* II, 71.
Anabaena II, 92, 100, 133.
— flos aquae 567. — II, 99. — P. II, 134.
Anabaena (Sphaerozya) Füllebornii *Schmidle** II, 137.
— hyalina *Schmidle** II, 137.
— macrospora II, 100.
Anabasis aphylla *L.* II, 558.
Anacamptis 654.
— pyramidalis 405, 415.
Anacardiaceae 618, 616. — 657. — II, 16, 46, 165.
Anacardium occidentale *L.* II, 40, 49. — P. 44, 170, 197. — II, 865, 866.
Anacyclus officinarum 408.
Anadendron angustifolium *Engl.** 544. — II, 145.
Anagallis 609. — II, 466, 618.
— arvensis 897, 898, 447, 508, 512, 698. — II, 628, 629.
— coerulea 418, 512, 698.
Anagyris foetida *L.* II, 527.
— latifolia *Brouss.* II, 40.
Anamirta Cocculus II, 54.
Anamomis esculenta II, 846.
Ananas II, 827.
— sativus 564. — II, 865.
Anandria bellidiastrum 501.
Anaphalis constricta 499.
— javanica 841.
— mucronata 498.
— xylorrhiza 498.
Anarrhinum bellidifolium *Desf.* II, 476.
Anarthrocanna Göpperti *Nath.** II, 754.
Anarthophyllum andicolum 566.
— Bergii *Hieron.** II, 174.
— Cumingii 566.
— desideratum *(DC.) Benth. et Hook. f.* 566. — II, 174.
— elegans 566.

Digitized by Google

Anarthophyllum Morenonis *O. Ktze.* II, 174.
— Negeri *Chod. et Wilcz.** II, 174.
— patagonicum *Spegazz.** II, 174.
— pungens *Chod. et Wilcz.** II, 174.
— rigidum 566.
— subandinum *Spegazz.** II, 174.
— umbellatum 566.
Anastatica hierochontica 846.
Anastrepta *(Lindb.) Schiffn.* 250.
— bifida *Steph.* 250.
— longissima *Steph.* 250.
— orcadensis *(Hook.) Schiffn.* 250.
Anastrophyllum recurvifolium *Steph.* 249.
— sundaicum *Schiffn.* 249.
Anchusa 618. — II, 494.
— italica P. 158.
— ochroleuca 348.
— officinalis 467, 468.
— tinctoria II, 18.
Ancistrophyllum II, 162.
— secundiflorum II, 162.
Ancylanthus fulgens P. 208.
— fulgidus P. 29, 184.
Ancylobotrys robusta *Pierre* II, 215.
Ancylonema II, 124.
Andira P. 152.
— retusa *H. B. K.* 586.
Andrachne telephioides 427.
Andreaea alpestris 218.
— petrophila *Ehrh.* 228.
— Rothii *W. et M.* 223.
Andricus Bocagei *Tavares** II, 579.
— burgundus *Gir.* II, 580.
— Buyssoni *Kieff.** II, 542.
— Cecconii *Kieff.** II, 520, 548.
— circulans *Mayr* II, 577.
Andricus coriaceus *Mayr* II, 574, 575.
— — *var.* barrensis *Tavares** II, 574.
— corticis *Htg.* II, 578, 579.
— curvator II, 566.
— curvator *Htg.* II, 576, 578, 579.
— fecundatrix *Htg.* II, 566, 577, 578, 579, 668, 669.
— furunculus *Beijer* II, 579, 580.
— gemmatus *Adler* II, 578.
— Giraudi *Wachtl* II, 575.
— Giraudi *Tavares** II, 566, 579.
— globuli *Htg.* II, 576, 579.
— grossulariae *Gir.* II, 579.
— inflator *Htg.* II, 577, 579, 591, 668.
— Kirschbergi *Wachtl.* II, 578.
— Krajnovici *Tavares** II, 578.
— luteicornis *Kieff.* II, 579, 580.
— — *var.* niger *Tavares** II, 579, 580.
— lucidus *Htg.* II, 519, 520.
— — *var.* erinaceus *Tratt.* II, 519.
— Malpighii *Adler* II, 580.
— Nobrei *Tavares** II, 577.
— occultus *Tscheck.* II, 580.
— ostreus *Gir.* II, 560, 561, 566, 575, 577, 578, 579, 580.
— Panteli *Kieff.* II, 520, 575, 577, 578, 579, 480.
— pilosus *Adler* II, 580.
— pseudococcus *Kieff.** II, 548, 575.
— pseudoinflator *Tavares** II, 577, 578.
Andricus radicis *Fabr.* II, 577, 578, 580.
— ramuli (*L.*) *Schenck* II, 575, 576, 578, 579, 580.
— rhizomae *Htg.* II, 552, 578, 580.
— Schroeckingeri *Wachtl* II, 545, 549.
— Sieboldii *Htg.* II, 552, 578, 580.
— solitarius *Fonsc.* II, 520, 566, 577, 578, 580.
— superfetationis *Paszl.* II, 577.
— sufflator *Mayr* II, 520.
— — *var.* trifasciata *Kieff.* II, 575, 576, 578, 579, 580.
— trilineatus *Htg.* II, 520, 552, 575, 578, 579.
— vindobonensis *Müllner* II, 520.
— Zappellae *Kieff.** II, 520.
Androcymbium hantamense *Engl.** II, 152.
Andromeda 442, 614.
— polifolia 407, 408, 409, 412, 414, 419, 459, 475, 477.
— tetragona 450.
Antrophyum petiolatum *Baker** II, 714, 729.
Andropogon P. 18, 110, 178, 190.
— citratus P. 175. — II, 866.
— contortus 547.
— exothecus 560.
— Ischaemum 407, 488.
— muricatus *Retz.* II, 888.
— Schoenanthus *L.* II, 888. — P. 175. — II, 866.
— Sorghum 549, 558. — II, 284, 848, 822. — P. 109, 178.
— Wrightii 584.
Androsace 615.
— Chamaejasme 459, 495.
— Charpentieri 425.
— filiformis 502.

Digitized by Google

Androsace Gmelini 502.
— Hausmanni *Leyb.* II, 478.
— lactea *L.* II, 478. — P. II, 400.
— maxima *L.* II, 478.
— obtusifolia 481.
— occidentalis *Pursh* 846.
— Salasii *F. Kurtz* II, 287.
— septentrionalis 406, 457.
— septentrionalis Speg. II, 287.
— tapete 495.
— villosa *L.* 495. — II, 478.
Androsaceus Myrciae *Pat.* 170.
Androstoma empetrifolia II, 440.
AndrostrobusScottii *Nath.** II, 754.
Andryala integrifolia P. 208.
Aneilema sinicum 558.
Aneimia II, 681, 688, 728.
— adenobarba *Christ** II, 724, 729.
— caudata *Sw.* II, 724.
— hirsuta *Sw.* II, 724.
— — *var.* Schwackeana *Christ** II, 724.
— — *var. subfiliformis Christ** II, 724.
— mexicana II, 688.
— oblongifolia *Sw.* II, 724.
— Ouropretana *Christ** II, 724, 729.
— Phyllitidis *Sw.* II, 684, 686, 694, 695, 724.
— — *var.* caryotidea *Christ** II, 724.
— robusta *Hollick** II, 744.
— rotundifolia II, 697.
— supercretacea *Hollick** II, 744.
— tomentosa *Sw.* II, 724.
— — *var.* subsimplex *Christ** II, 724.
— Ulei *Christ** II, 724, 729.
Aneimites II, 745.
Aneimites ovata (*Mc Coy*) II, 788.
Anemone 612, 618. — II, 827, 491. — P. 15.
— begoniifolia *Lév.** II, 199.
— biflora *DC.* 684.
— Boissiaei *Lév.** II, 199.
— caroliniana P. 118, 189.
— cernua 700.
— coerulea *DC.* 684.
— coronaria *L.* 489, 684.
— cylindrica *Gray* 684.
— elongata *D. Don* 684.
— eranthioides *Regel* 684.
— flaccida P. II, 899.
— fulgens 489.
— hepatica 452, 626. — II, 484.
— imbricata 491.
— intermedia *Winkl.* 684.
— japonica *S. et Z.* 684. — II, 552.
— lipsiensis *Beck* 554, 688, 684.
— lithophila *Rydb.** II, 199.
— major 566.
— mexicana *H. B. K.* 684.
— montana 427.
— multifida *Poir.* 684.
— (?) myriophylla *Spegazz.** II, 199.
— narcissiflora 456, 459.
— nemorosa *L.* 424, 625, 684. — II, 50, 882, 481, 488, 580, 642, 788, 808.
— — *var.* flava *Peterm.* 684.
— nigricans 427.
— palmata *L.* 684.
— parviflora 459.
— Piperi *Britt.** II, 199.
— Pulsatilla *L.* 415, 494.
— ranunculoides *L.* 554, 625, 688, 684.
— Richardsoni 459.
— scaliosa *Lév.** II, 199.
— silvestris 410, 415, 456. — II, 552.
— sphenophylla *Britt.* II, 199.
Anemone trifolia *L.* 684. — II, 50.
— Tschernaewi *Regel* 684.
— tuberosa *Rydb.** II, 199.
Anemoneae 668.
Anethum II, 828. — P. 117.
— graveolens 425, 503.
Aneura 222, 284.
— incurvata (*Lindb.*) *Macvic.* 222.
— multifida 218.
— palmata 218.
— pinguis 218.
— pinnatifida 218.
Ancuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 188.
— hemiodonta *v. Tiegh.** II, 183.
— longifolia *(Lam.) v. Tieghem** II, 188.
Angelica 405.
— anomala 508.
— dahurica 508.
— edulis *Miyabe** 508. — II, 207.
— florenti 508.
— genuflexa P. 116.
— hakonensis 508.
— ibukiensis *Mak.* II, 208.
— inaequalis 508.
— kiusiana 508.
— Miqueliana 508.
— Matsumurae *Yabe** II, 207.
— multisecta 508.
— nikoensis *Yabe** II, 207.
— polyclada 508.
— polymorpha 503.
— pubescens 508.
— purpurascens P. 117.
— refracta 508.
— saxicola *Makino** 508 — II, 207.
— shikokiana *Makino** 508. — II, 207.
— silvestris 887. — P. 115, 117.
— ursina 508.

Digitized by Google

Angelica utilis *Makino** 508. — II, 207.
Angelina *Fr.* 100.
— conglomerata *(Schw.) Fr.* 100.
— Leprieurii *Mont.* 100.
— nigro-cinnabarina *(Schw.) B. et C.* 100.
— rufescens *(Schw.) Duby* 100.
Angelonia cubensis *Robinson** II, 289.
Angiopteridium spathulatum II, 789.
Angiopteris II, 689, 690, 691, 694.
— evecta 608. — II, 683 689, 698, 715.
— Smithii *Racib.** II, 715, 729.
Angophora lanceolata P. 159.
Angraecum II, 489.
— bilobum 559.
— Eichlerianum *Kränzl.* 551, 651.
— Goetzeanum 557.
— scabripes *Krzl.** II, 157.
— Verdickii II, 157.
Angstroemia julacea *(DC. Mb.) Fl.* 258.
— Skorpilii *Vel.** 215, 254.
Anguillula II, 549, 586.
Anhellia tristis *Racib.* II, 368.
Anisocladus II, 128.
Anisophyllea Cabole *Henriq.* II, 868.
Anisoptera marginatoides *Heim** 544.
Anisotoma antipoda II, 440.
— latifolia II, 440.
Anixiopsis stercoraria *Hans.* 40.
Annesleya chapadae II, 488.
— Tweediei II, 488.
Annesorrhiza (Glia) gummifera P. 117, 204.
Annularia radiata II, 764.
— stellata II, 781.
Anoda rubra *(Ten.) Hochr.* II, 181.
Anodendron montanum 548.
Anoectangium *(Hedw.) Br. eur.* 240.
— compactum 218, 228.
— — *var.* alaskanum *Card. et Ther.** 218.
— Gedeanum *(Lac.) Fl.* 258.
— impressum *Hpe.* 285.
Anogra albicaulis II, 486.
— Nuttallii *(Sweet) Av. Nels.** II, 198.
Anogramma *Lk.* II, 718.
Anomobryum concinnatum *Spr.* 219.
— juliforme 219.
Anomodon 224.
— apiculatus 218, 227.
— devolutus *Mitt.* 234, 241.
— flagelliferus *C. Müll.* 241.
— fuscinervis *C. Müll.* 241.
— janeirensis *C. Müll.* 241.
— Mithouardi *Par. et Broth.** 234, 254.
— robustus *Rehm.* 241.
— Taylori *Sull. et Lesq.* 241.
— Teysmanni *Hpe.* 241.
— Toccoae *Sull. et Lesq.* 241, 246.
— viticulosus 218.
Anomoeoneis II, 601.
Anomozamites II, 754.
Anona 618. — II, 46, 58. — P. 188, 152, 182.
— Klainii II, 279.
— palustris II, 296.
— triloba *L.* 659.
Anonaceae 389, 616, 685, 686, 658. — II, 46, 165, 278.
Anodendron II, 47.
Anonidium Mannii *Engl. et Diels* 658.
Ansellia africana 559.
Antennaria 849, 506, 673.
— alpina 459.
— argentea 678.
— — *subspec.* aberrans *E. Nelson** 678.
— dioica 489, 501, 570.
— elaeophila *Mont.* II, 872.
— Hendersonii *Piper** II, 221.
— leucophaea *Pip.** II, 221.
— nana 498.
— Parlinii 514, 674.
— setosa *A. Zimm.** 44, 186. — II, 865.
— speciosa 524.
Anthacantha 384.
Anthelia 448.
— Juratzkana *Limpr.* 218, 221.
— nivalis *Lindb.* 218.
Anthemis II, 783.
— altissima 489. — P. 188.
— austriaca 406.
— Biebersteiniana 440.
— cotiformis *Velen.** II, 221.
— Cotula 419, 489, 440.
— orbelica *Velen.** II, 221.
— rigescens 489.
— ruthenica 898, 486, 489, 440.
— tinctoria 899, 439, 467. — II, 791.
Anthephora cristata *Hack.** II, 148.
— elegans II, 148.
— elongata *Wild.** 644. — II, 148.
Antheraea Mylitta 499.
— Pernyi 499.
Antherangiopsis *Nath.* N. G. II, 754.
— rediviva *Nath.** II, 754.
Antherangium II, 754.
Anthericopsis sepalosa 559.
Anthericum 483.

Digitized by Google

Anthericum cirrhifolium *Schz.** II, 152.
— Liliago 488.
— ramosum 626.
— Warneckei *Engl.** II, 152.
— Zenkeri *Engl.** II, 152.
Anthoceros 222, 285.
— Husnoti *Steph.* 287.
— laevis 218.
Anthocerotaceae 226.
Anthocleista amplexicaulis II, 827.
— pulcherrima 557.
Antholithes infudibuliformis *Zign.* II, 769.
Antholyza Descampsii *Wild.** 647. — II, 151.
— Gilletii *Wild.** II, 151.
Anthomyia signata *Brischke* II, 568.
Anthospermum cliffortioides 559.
— leuconeuron 559.
— Randii *Spenc. Moore** II, 287.
— rosmarinum 559.
Anthostoma II, 410.
— gallicum *Sacc. et Flag.** 186.
Anthostomella pedemontana *Ferr. et Sacc.** 186.
— Rottlerae *Racib.* 171.
Anthoxanthum 616.
— odoratum *L.* 626.
— Puelii 397.
Anthriscus Cerefolium 869, 489, 508. — P. II, 387.
— dissectus *C. H. Wright** II, 207.
— nitidus 414.
— nemorosa 500.
— silvestris 489, 500, 508. — P. II, 899.
— vulgaris *L.* 489. — II, 82.
Anthrophyum plantagineum *Klf.* II, 688, 714.
— reticulatum II, 688.
Anthrophyum semicostatum II, 688.
Anthurium 613, 618. — II, 788.
— Andreanum II, 786.
— brasiliense P. 178.
— buonaventurae 527.
— indecorum 565.
— Scherzerianum II, 786, 798.
— violaceum 565.
Anthurus borealis *Burt* 125.
— — *var.* Klitzingii *P. Henn.** II, 125.
— trifidus *Har. et Pat.** 27, 186.
Anthyllis tetraphylla 391.
— Vulneraria *L.* II, 506, 524. — P. 107. — II, 876.
Antiaris 550.
— africana *Engl.** II, 208.
— toxicaria II, 7.
— usambarensis *Engl.** II, 208.
— Welwitschii *Engl.** II, 208.
Antidesma venosum 558.
Antiphytum tetraquetrum 589.
Antirrhinum II, 788, 792 795.
— asarina 478.
— majus *L.* II, 56. — II, 508. — P. II, 869.
— Orontium 467.
Antistrophe oxyantha 352.
Antromycopsis minor *Penz. et Sacc.** 186.
Aonikena *Spegazz.* N. G. II, 171.
— patagonica *Spegazz.** II, 171.
Aphanelytrum *Hack. N. G.* II, 148.
— procumbens *Hack.** II, 148.
Aphanizomenon holsaticum *P. Richt.* II, 86.
Aphanocapsa II, 138.
Aphanochaete II, 116.
— polychaete II, 116.
Aphanothece Goetzei *Schmidle** II, 188.
Aphelenchus olesistus *Ritz. Bos.* II, 728.
Aphelidium Melosirae *Scherff.** 96.
Aphideae P. 184.
Aphis 152. — II, 518, 519, 520, 528, 569, 572, 578.
— atriplicis *L.* II, 569.
— Brassicae *L.* II, 568.
— humuli *Koch* II, 574.
— Mali II, 552.
— oxyacanthae *Kaltb.* II, 569.
— persicae *Fonsc.* II, 573.
— pruni *Fabr.* II, 569, 574.
— rumicis *L.* II, 581.
— suberis *Tavares** II, 579.
Aphyllanthus 848.
— monspessulensis P. 187, 185.
Aphyllon uniflorum *Gray* 621.
Apidium II, 770.
— pygmaeum II, 770.
Apion aethiops II, 565.
— argentatum *Gerst.* II, 565.
— cyanescens *Gyll.* II, 569, 528, 587.
— frumentarium *L.* II, 581.
— Germari *Waltl.* II, 572.
— gracilicolle *Gyll.* II, 569.
— Kraatzii *Wencken* II, 565.
— miniatum *Germ.* II. 581.
— sanguineum *Deg.* II, 581.
— scutellare *Kirby* II, 588.
— squamigerum *Duv.* II, 565.
— tubiferum *Gyll.* II, 565.
— trifolii *L.* II, 588.
Apium 369, 612.

Digitized by Google

Apium Ammi 508, 566.
— chilense 566.
— graveolens *L.* 425, 489. 508. — II, 827. — P. 84. — II, 869.
— petroselinum *L.* 425. — II, 82.
Aplectrum hiemale 508.
Aploneura lentisci *Pass.* II, 526, 562, 578.
Aplopappus spinulosus P. 188.
— squarrosus P. 188.
Aplozia atrovirens *Dum.* 225.
— — *var.* sphaerocarpoidea *C. Mass.* 225.
— Genthiana *Dum.* 218.
— pumila 218.
— riparia *Dum.* 225.
— — *var.* rivularis *Bernet* 225.
— sphaerocarpa 218.
Apocynaceae 389, 508, 540, 551, 554, 615, 616, 659. — II, 22, 47, 218. — P. 121.
Apocynum 516, 659.
— androsaemifolium 508.
— cannabinum 508.
— frutescens *Afz.* II, 218.
— medium 516.
— Milleri 516.
— speciosum 516.
— venetum 499.
Apodachlya 94.
Apodicarpum Jkenoi 508.
Apodytes dimidiata II, 298.
Apollonias canariensis *Nees* II, 562.
Aponogeton 611.
Aporia Hyperici *Vestergr.** 136, 388.
Aposeris foetida 425.
Aposphaeria humicola *Oud.** 136.
— rostrata *Oud.** 136.
— turmalis *Ell. et Ev.** 136.
Apostasia Lobbii P. 178.
Apuleja praecox *Mart.* II, 488.
Aquifoliaceae 389, 659.
Aquilegia 528, 609, 700. — II, 200, 466, 801.
— canadensis 511. — P. 20, 134.
— — *var.* flaviflora 511.
— — *var.* Phippenii 511.
— coerulea alpina *Nels.* II, 199.
— coerulea flavescens *Jones* II, 199.
— Columbiana Rydberg* II, 199.
— Eastwoodiae *Rydb.* 528*. — II, 199.
— ecalcarata *Eastw.* II, 199.
— Fauriei *Lév.** II, 199.
— mancosana *Rydb.* 528, — II, 199.
— micrantha II, 199.
— oreophila *Rydb.** II, 199.
— sibirica 456.
— thalictrifolia *Rydb.** II, 199.
— truncata 524.
— vulgaris *L.* 424. — II, 499, 586.
Arabidopsis Thaliana 489
Arabis 612, 618.
— albida *Stev.* II, 455.
— alpestris *Schleich.* II, 454.
— alpina *L.* 408, 418. — II, 440, 455.
— arcuata 525.
— arenosa 398, 404.
— bellidifolia *Jacq.* II, 454.
— Bellardieri *DC.* II, 455.
— bryoides *Boiss.* II, 455.
— coerulea *Hke.* II, 454.
— Gerardi × hirsuta 402.
— Halleri 405, 407, 408, 409.
— hirsuta *Scop.* II, 454.
— Hookeri 886.
Arabis magellanica *Hook. fil.* II, 169.
— petraea 408, 418.
— pieninica *Wołoszczak** II, 168.
— procurrens *W. et K.* II, 454.
— Thaliana 625.
— turrita 488.
Araceae 389, 548, 544, 610, 612, 618, 617, 641. — II, 47, 145, 290, 470.
Arachis II, 828.
— hypogaea *L.* II, 827, 832. — P. 142.
Arachniopsis 248.
— coactilis *Spruce* 248.
— coactilis capillacea *Spruce* 248.
— confervifolia (*Gottsche*) *Howe** 248, 260.
— diacantha (*Mont.*) *Howe** 248, 260.
Arachniotus candidus *Schroet.* 40.
— citrinus *Mass. et Salm.** 40, 186.
— ruber (*v. Tiegh.*) *Schroet.* 40.
Arachnomyces *Mass. et Salm.* N. G. 40, 186.
— nitidus *Mass. et Salm.** 40, 186.
— sulphureus *Mass. et Salm.** 40, 186.
Araiospora 94.
Aralia 618. — II, 260, 784.
— notata *Lesq.* II, 758.
— polaris II, 440.
— Sieboldii II, 260.
— spathulata 608. — II, 466, 467.
— spinosa P. 142.
— — *var.* glabrescens P. 142.
Araliaceae 841, 550, 600, 610, 614, 615, 618, 659. — II, 165, 812.
Araucaria 349. — II, 761, 882.

Digitized by Google

Araucaria excelsa II, 644, 662.
— Rulei *F. v. Muell.* II, 881.
Araucarioxyleae II, 704.
Araucarioxylon II, 761, 768.
— antiquum *(Witham) Kraus* II 765.
— Beinertianum *(Goepp.) Kraus* II, 765.
— fasciculare *Scott* II, 765.
— virginianum *Knowlt.* II, 746.
Araucarites II, 748, 766, 782.
— Beinertianus *Goepp.* II, 766.
— — *var.* Thannensis *Goepp.* II, 766.
— Oldhami *Zeill.** II, 782.
Araujia II, 810.
— sericifera P. 160.
Arbutus 618. — II, 440.
— Unedo 478. — II, 470. — P. 159.
Arceuthobium 518.
— Oxycedri 487.
— pusillum 510, 511, 512, 689.
Archaeopteris II, 753.
— fimbriata II, 758.
— fissilis II, 753.
— intermedia *Nath.** II, 758.
— Roemeriana *Goepp.* II, 753.
Archaideae II, 600.
Archangelica officinalis 405. — P. 194.
Archidendron salomonense *Hook.** 685. — II, 175.
Archidium phascoides *Brid.* 219, 224.
Archilejeunea 285.
— clypeata *(Schw.) Schiffn.* 282.
— conchifolia *Evans** 282, 260.
Archilejeunea Sellowiana *Steph.* 282.
Archiovuleae 687.
Archontophoenix Alexandrae 654.
— Jardinei *Bail.** II, 160.
Archytaea pulcherrima *Becc.** II, 207.
Arctium austriacum 480.
— intermedium 466.
— nemorosum 480, 466.
Arctophila *Rupr.* 644.
Arctostaphylos 398. — P. 9.
— alpina 445, 459.
— officinalis II, 470.
— Pringlei 525.
— Pringlei drupacea 524.
— tomentosa 524.
— Uva-ursi *L.* 481, 478.
Arctotis Gumbletoni *Hook. f.** 558. — II, 221.
Arcyria albida *Fr.* 86, 40.
— clavata *Cel. fil.* 92.
— ferruginea *Saut.* 9, 92.
— inermis *Racib.* 92.
— incarnata *Pers.* 92.
— irregularis *Racib.* 92.
Arcytophyllum nitidum 580.
Ardisia 508, 691, 692, 698. — II, 592. — P. 185.
— adenanthera *Miq.* II, 285.
— affinis 852.
— amabilis 852.
— amboinensis 852.
— Amherstiana 852.
— amplexicaulis 852.
— andamanica 852.
— angustifolia 851.
— angustifolia *A. DC.* II, 288.
— angustifolia *(Nees et Mart.) Mez** II, 282.
— arborea 852.
— arborescens 852.
— attenuata *Miq.* 852. II. — 288.
— auriculata 851.
Ardisia Beccariana *Mez** II, 288.
— Blumei 852.
— Boissieri 852.
— borneensis 852.
— Brackenridgei *A. Gr.* 852. — II, 228.
— Brackenridgei *(A. Gr.) Mez** II, 288.
— brachybotrys 851.
— brachythyrsa 852.
— bracteata *Bak.* II, 282.
— brevithyrsa *Mez** 852. — II, 283.
— Brandisiana 852.
— brevicaulis 852.
— breviflora 851.
— brevipedata 852.
— Brongniartii *Mez** II, 282.
— brunneo-purpurea *Gilg* II, 282.
— calycosa 851.
— Candolleana *(O. Ktz.) Mez** 852. — II, 288.
— capitata *A. Gr.* II, 285.
— carnea *Mez** II, 288.
— castanaeifolia *Mez** II, 288.
— catharinensis *Mez** II, 282.
— caudata 852.
— caudifera *Mez** II, 288.
— celebica 852.
— ceylanica 852.
— chinensis 852.
— chontalensis *Mez** II, 282.
— clusioides *Gris.* II, 285, 286.
— colorata 852.
— compressa 851.
— Conraui *Gilg* II, 282.
— coriacea 851.
— cornudentata *Mez** II, 288.
— corymbifera *Mez** II, 234.
— crassa 852.
— crassifolia *Mez** II, 288.

Digitized by Google

Ardisia crenipetala *Mez** II, 282.
— crispa 852.
— Cumingiana 852.
— cymosa *Bak.* 851. — II, 282.
— densiflora 851.
— dendata *(A. DC.) Mez** 851. — II, 282.
— denticulata *Bl.* II, 286.
— depressa 852.
— disticha 851.
— divergens 852.
— diversifolia 852.
— escallonioides 851.
— esculenta 851.
— eugeniifolia *S. Kurz* II, 285.
— eugeniifolia *Wall.* II, 285.
— eximia 852.
— Faberi 852.
— ferruginea *Bth.* II, 285.
— — *var.* macrophylla II, 285.
— ferruginea *Mez** II, 288.
— fertilis 852.
— floribunda 852.
— Flückigeri *F. v. M.* II, 286.
— fluminensis *Mez** II, 282.
— foetida 851.
— formosana 852.
— Forsterii 851.
— fortis *Mez** II, 288.
— fuliginosa 851.
— fusca *Oerst.* II, 285.
— Gardneri 852.
— glanduloso-marginata 851.
— glauciflora 851.
— glaucobotrya 851.
— granatensis *Mez** II, 282.
— grandidens *Mez** II, 288.
— grandifolia 852.
— grandis *Seem.* II, 285.
— Griffithii 851.
Ardisia guatemalensis *Mez** II, 282.
— guayanensis 851.
— guianensis *(Aubl.) Mez** II, 282.
— haemantha *Gilg* II, 282.
— hainanensis *Mez** II, 288.
— Hanceana *Mez** II, 284.
— Harrisiana *Mez** 851. — II, 252.
— Hasseltii 852.
— Helferiana 852.
— Henryi 852.
— hospitans 851.
— Huallagae *Mez** II, 282.
— Hulletii *Mez** II, 288.
— humilis 852.
— humilis *Bl.* II, 288.
— humilis *Thw.* II, 288.
— humilis *Trim.* II, 288.
— icara 852.
— imperialis 851.
— insularis *Mez** II, 288.
— involucrata 852.
— irazuensis 851.
— jacquinioides *Gris.* II, 286.
— Jagori *Mez.** II, 284.
— japonica 852.
— javanica 852. — II, 288.
— Junghuhniana 852.
— kachinensis *Mez** II, 288.
— Karwinskyana *Mez** II, 282.
— keenanii 852.
— Khasiana 852. — II, 288.
— Korthalsiana 851.
— Kurzii 852.
— laevigata 851.
— lamponga 852.
— lanceolata 852.
— lateriflora *Sw.* II, 285.
— Leschenaultii *Zoll.* II, 288.
— Liebmannii 851.
— Lindenii *Mez** II, 282.
Ardisia linearifolia 852.
— lunda *Koord. et Val.* II, 288.
— lurida 852.
— macrocalyx 852.
— macrocarpa 852.
— macrophylla 851.
— maculosa *Mez** II, 288.
— mamillata 852.
— marginata 852.
— megalophylla *Hemsl.* II, 285.
— melanosticta 851.
— metallica 852.
— micrantha 851.
— mindanaensis *Mez** II, 288.
— Miqueliana 852.
— missionis 852.
— Moonii 851. — II, 288.
— — *var.* subsessilis *C. B. Cl.* II, 288.
— mucronata 852.
— multiflora 851.
— myriantha *Bak.* II, 285.
— Nagelii *Mez** II, 288.
— nicaraguensis 851.
— nigrescens 851.
— nigropunctata 851.
— nitidula *Mez** II, 288.
— oblonga 852.
— obovata 851.
— obtusa *Mez** II, 288.
— odontophylla 852.
— Oldhamii *Mez** II, 288.
— oligantha *Mez** II, 288.
— oocarpa 852.
— opegrapha 851.
— ophirensis *Mez** II, 288.
— oxyphylla 852.
— pachyrhachis 852.
— pachysandra 851.
— pachysandra *(Wall.) Mez** II, 282.
— palembanica 852.
— palmana 851.
— paniculata 852.
— panurensis *Mez** II, 282.

Digitized by Google

Ardisia papayensis *Mez** II, 282.
— pardalina *Mez** II, 288.
— paschalis 851.
— patens *Mez** II, 284.
— pauciflora *Trim.* 851. — II, 252.
— paupera *Mez** II, 288.
— pectinata 851.
— pedunculosa 852.
— pellucida 851.
— pendula *Mez** II, 288.
— pendula *Urb.* II, 286.
— penduliflora *Mez** II, 284.
— ? pergamacea *(Miq.) Mez** II, 284.
— Perrottetiana 852.
— petocalyx 852.
— philippinensis 851.
— Picardae 851.
— Picardaei *Urb.** II, 282.
— pirifolia *Mez** II, 288.
— polyactis *Mez** II, 288.
— polyadenia *Gilg* II, 282.
— polycephala 852.
— polylepis *Mez** II, 282.
— poranthera 852.
— porosa 852.
— primulifolia 852, 691.
— proteifolia *Mez** II, 288.
— pseudo-jambosa *F. v. M.* II, 286.
— pterocaulis 852.
— pteropoda 852.
— pubicalyx 852.
— pulverulenta *Mez** II, 282.
— punctata 852.
— purpurascens *Urb.* II, 286.
— purpurea II, 592.
— quinquangularis 852.
— quinquegona 852.
— racemigera *Mez** II, 288.
— racemosa 852.
— racemosa *(Lour.) Mez** II, 288.
Ardisia radians *Hemsl. et Mez** II, 288.
— reclinata *Bl.* 852. — II, 283.
— reflexa 852.
— revoluta 851.
— rhomboidea 851.
— rhynchocarpa *Scheff.* II, 284.
— rhynchophylla 852.
— rigida 852.
— Robinsonii *Mez** II, 282.
— robusta *Mez** II, 282.
— rubiginosa 852.
— Sadebeckiana *Gilg* II, 282.
— saligna *Mez** II, 288.
— sanguinolenta 852.
— Sarasinii *Mez** II, 288.
— scabrida *Mez** II, 288.
— scalaris *Mez** II, 288.
— Schlechteri *Gilg* II, 282.
— Schlimii *Mez** II, 282.
— scoparia *Mez** II, 282.
— scrobiculata *Seem.* II, 286.
— semicrenata 851.
— serrata 852.
— sessilifolia *Mez** II, 288.
— sessilis 852.
— Sieboldii 852.
— Sintenisii *Urb.* II, 284.
— sinuato-crenata *Mez** II, 284.
— solanacea 852.
— sonchifolia *Mez** II, 288.
— spanoghei 851.
— speciosa 852.
— sphenobasis 852.
— spicigera 851.
— squarrosa *Mez** II, 288.
— Staudtii *Gilg* II, 282.
— stenophylla 851.
— Storckii 852.
— subanceps 851.
— sulcata *Mez** II, 288.
Ardisia sumatrana 852.
— sumbavana 852.
— synneura 852.
— tenera *Mez** II, 288.
— tenuiramis 852.
— ternatensis 851.
— Teysmanniana 851.
— Thomsonii *Mez** 852. — II, 288.
— tinifolia *Gris.* 851. — II, 282.
— tomentosa 851.
— tuberculata 852. — II, 288.
— Tuerckheimii 851.
— undulata *Mez** II, 288.
— valida *Mez** II, 282.
— venosa 851.
— verbascifolia *Mez** II, 284.
— verrucosa 852.
— vestita 852.
— villosa 852.
— virens 852.
— vitiensis *Seem.* II, 288.
— Wagneri *Mez** II, 282.
— Warburgiana *Mez** II, 288.
— Wightiana 852.
— Willisii *Mez** II, 283.
— xylosteoides *Gris.* II, 286.
— yunnanensis *Mez** II, 283.
— yunquensis *Urb.* II, 286.
— Zenkeri *Gilg* II, 282.
— Zollingeri 852.
Ardisiophyllum 698.
Areca appendiculata *Bail.** II, 160.
— Catechu *L.* II, 88.
Arenaea *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 187.
— javanica *Penz. et Sacc.** 187.
— macrospora *Penz. et Sacc.** 187.
Arenaria arctica 459.
— capitata 481.

Digitized by Google

Arenaria ciliata II, 440.
— festucoides 492.
— lateriflora 459.
— Littledalei 492.
— macrocarpa 459.
— musciformis 492.
— physoides 459.
— Rossii 459.
— serpyllifolia *L.* 566. — P. 111.
— Stracheyi 492.
— trinervia 628.
Arenga saccharifera 878.
Arethusa bulbosa 508.
Argemone II, 198.
— hispida *Gray* II, 198.
— mexicana *L.* 420. — II, 61.
— rotundata *Rydb.** II, 198.
Argyreia bracteata *Choisy* II, 16.
Argyrolobium vaginiferum 558.
Arisaema 605.
— Dracontium 608.
— Stewardsonii *Britten** II, 145.
— triphyllum 608.
Arisarum vulgare II, 510, 512.
Aristida arachnoidea *Litwinow** II, 148.
— pallens 527.
Aristolochia 839, 618.
— burro *Lindm.* II, 165.
— chilensis 527.
— Clematitis 488. — II, 499.
— cuyabensis *Malme** 587. — II, 165.
— macroura × brasiliensis 660.
— melanoglossa *Spegazz.** II, 165.
— pilosa 582.
— pontica *Lam.* 660.
— rotunda II, 510, 511.
— securidata *Donn. Sm.** II, 165.
Aristolochia Sipho 681. — II, 788, 798.
— stenophylla *Urb.** II, 165.
— Stuckertii *Speg.** II, 165.
— veraguensis 527.
Aristolochiaceae 587, 686, 660. — II, 165.
Aristolochiales 687.
Aristolochites II, 746.
Aristotelia Maqui *L'Hérit.* 565.
— racemosa 709.
Armeria 895, 404, 612. — II, 788.
— Halleri 408.
— plantaginea *Willd.* II, 474, 786.
— purpurea *Koch* II, 474.
— vulgaris *L.* 459. — II, 474. — P. 107, 144.
Armillaria mellea *Vahl* 82, 91. — II, 872, 878.
— umbilicata *(Pat.) Sacc. et Syd.** 137.
Armillariella umbilicata *Pat.* 137.
Arnica 672.
— alpina II, 440.
— aprica *Greene** II, 221.
— aspera *Greene** II, 221.
— aurantiaca *Greene** 672. — II, 221.
— confinis *Greene** II, 221.
— laevigata *Greene** II, 221.
— montana *L.* 405, 408, 414, 419, 626.
— obtusifolia 459.
Arnoldia cerris *Koll.* II, 520, 560, 563.
— homocera *F. Löw* II, 563, 564.
Arnoseris minima 625.
— pusilla 414.
Arrhenatherum elatius *M. et K.* II, 568. — P. 102, 116. — II, 396.
Arrabidaea candicans 580.
Arracacha P. II, 899.
— multifida P. 190.
Artabotrys Antunensis 658.
— aurantiacus 658.
— brachypetalus 658.
— dahomensis 658.
— nitidus 658.
Arctagrostis latifolia 459.
Artanthe II, 194.
— adunca *Gris.* II, 194.
— Bredemeyeri *Gr.* II, 194.
— coruscans *Gr.* II, 194.
— decurrens *Miq.* II, 194.
— estophylla *Miq.* II, 194.
— geniculata *Gr.* II, 194.
— jamaicensis *Gr.* II, 194.
— Luschnathiana *Miq.* II, 194.
— macrophylla *Gris.* II, 194.
— Martinicae *Miq.* II, 194.
— Olfersiana *Miq.* II, 194.
— Seemanniana *Gr.* II, 194.
— trichostachys *Miq.* II, 194.
— Velloziana *Miq.* II, 194.
— verrucosa *Gris.* II, 194.
— xylopioides *Miq.* II, 194.
Artemisia II, 489, 513.
— Abrotanum 365, 398, 400. — P. 180.
— Absinthium *L.* 489, 440.
— afra II, 824.
— annua 847, 400, 428, 486, 501.
— austriaca 439, 440.
— brachycentros 428.
— Campbellii 493.
— campestris 415, 440. — II, 554, 555, 585, 668, 669. — P. 188.
— caucasica 439, 440.
— Cinae *Berg.* II, 558.
— commutata 501.

Digitized by Google

Artemisia desertorum 498.
— integrifolia 501.
— laciniata 412, 501.
— macrocephala 498.
— maritima 489.
— minor 498.
— norvegica 459.
— pontica 406, 488.
— Roxburghiana 498.
— rupestris 412.
— sacrorum 494, 501.
— salsoloides 494.
— scoparia 407, 489.
— silvatica 501.
— splendens 440.
— Stelleriana *Bess.* II, 520.
— Stracheyi 494.
— Tilesii 459.
— vulgaris *L.* 419, 489, 501. — II, 580. — P. 188, 190.
— — *var.* japonica P. 190.
— Wellbyi 494.
Artemisiopsis *Spenc. Moore* N. G. II. 221.
— linearis *Spenc. Moore** II, 221.
Arthrixia nyassana *Spenc. Moore** II, 221.
Arthrobotrys II, 425.
— oligospora II, 425.
— superba *Cda.* 40.
Arthrocnemum glaucum *Ung.* II, 518.
Arthrocosmus *Doz. et Molkenb.* 239.
Arthrodesmus II, 124.
— Fülleborni *Schmidle** II, 188.
Arthrolobium ebracteatum *DC.* II, 562.
Arthromycetes 75.
Arthrophyllum P. 152.
Arthrosporium chrysocephalum *Penz. et Sacc.** 187.
— tenue *Penz. et Sacc.** 187.
Arthrostemma volubile 529.
Arthrostylidium distichum *Pilg.** II, 148.
— multispicatum *Pilg.** II, 148.
— obtusatum *Pilger** II, 148.
— Urbanii *Pilger** II, 148.
Artocarpus II, 55.
— antiarifolia *Becc.** II, 209.
— bracteata *King* II, 209.
— Forbesii *King** II, 209.
— Fretissii *Teysm. et Binn.* II, 210.
— humilis *Becc.** II, 209.
— integrifolia 499. — II, 888.
— Kuenstleri *King** II, 209.
— longifolia *Becc.** II, 209.
— Maingayi *King** II, 209.
— mutabilis *Becc.** II, 209.
— refracta *Becc.** II, 209.
— reniformis *Becc.** II, 209.
— superba *Becc.** II, 209.
— tamaran *Becc.** II, 209.
— tarap *Becc.** II, 209.
— venenosa *Z. et M.* II, 47.
Aruncus 407.
— silvester *Koch* 406, 408, 409, 411, 501.
Arundastrum Schweinfurthianum *O. Ktze.* II, 154.
Arundinaria *Mchx.* 645. — P. 152.
— nagashima *(Marliac) Asch. et Gr.** II, 148.
— pygmaea *(Miq.) Asch. et Gr.** II, 148.
— tecta P. 107.
Arundinites dubius *Zign.* II, 769.
Arundo 612.
Arundo Donax *L.* 846. — P. 180.
— festucoides II, 885.
Arum 868. — II, 464.
— arifolium P. 166.
— campanulatum 868.
— (Caladium) esculentum 868.
— Dracunculus II, 510.
— italicum II, 510.
— maculatum *L.* 368, 584. — II, 499.
— mucronatum 868.
— virginicum 868.
Asa foetida II, 78.
Asarum 610, 618.
— arifolium II, 45.
— europaeum 456.
Aschersonia 25.
—blumenaviensis *P. Henn.** 25, 187.
— Coffeae *P. Henn.** 187.
— flavo-citrina *P. Henn.** 27, 187.
— javanica *Penz. et Sacc.** 187.
— lecanioides *P. Henn.** 187.
— paraensis *P. Henn.** 187.
— pediculoides *P. Henn.** 187.
— phthiurioides *P. Henn.** 187.
— Pittieri *P. Henn.** 187.
— sclerotioides *P. Henn.** 187.
Aschersoniopsis *P. Henn.* N. G. 25, 187.
— globosa *P. Henn.** 25, 187.
Aschion 98, 99.
Asclepiadaceae 889, 508, 521, 586, 540, 551, 600, 601, 614, 615, 616, 688, 660. — II, 47, 217, 810, 491. — P. 121.
Asclepias 600, 610, 618. — P. 142.
— Cornuti 416, 600.

Digitized by Google

Asclepias Curassavica *L.* 489, 529. — P. 177.
— eximia *Schlecht.* II, 218.
— firma *Schlecht.* II, 218.
— foetida *Cov.* II, 217.
— incarnata 508.
— obtusifolia 508.
— phytolaccoides 508.
— purpurascens 508.
— quadrifolia 508.
— Randii *Spenc. Moore** II, 217.
— syriaca 508.
— tuberosa 508.
— verticillata *L.* 508. — II, 486.
Ascobacillus citreus 808.
Ascobolaceae 7, 12, 14, 28.
Ascobolus 25.
— atrofuscus *Phill. et Plowr.* 17.
— carbonicola *Boud.* 17.
— conglomeratus *Schw.* 100.
— Crosslandi *Boud.* 140.
— immersus *Pers.* 40.
— latus *Penz et Sacc.** 137.
— Moellerianus *P. Henn.** 25, 187.
— perplexans *Mass. et Salm.* 12, 40.
— (Dasyobolus) serbicus *P. Henn. et Ranoj.** 8, 187.
— testaceus *P. Henn.** 25, 187.
— viridis *Boud.* 17.
Ascochyta Alstoniae *P. Henn.** 27, 187.
— Aphyllanthi *P. Henn.** 187.
— Aquilegiae *(Roum. et Pat.) Sacc.* 188.
— Basellae *P. Henn.** 26, 187.
— bombycina *Penz.* II, 372.
— Camelliae *Pass.* 188.
— chlorospora *Speg.* 81.
— Citri *Penz.* II, 372.
Ascochyta Coffeae *P. Henn.** 27, 187.
— crystallina *Mc Alp.** 187.
— cycadina *Scalia** 187.
— Cyclaminis *Kuehn* 196.
— Dianthi 78.
— Dicentrae *Oud.** 187.
— Epilobii *Oud.** 187.
— Ferrarisiana II, 872.
— Fraserae *Ell. et Ev.* 82.
— Grossulariae *Oud.* 154.
— Hypochoeridis *Oud.* 158.
— Idaei *Oud.* 154.
— ignobilis *Oud.* 153, 154.
— Lactucae *Oud.* 158.
— ligustrina *Pass.* 188.
— Lysimachiae *Oud.* 158, 154.
— Moellendorfii *Ruhl.* II, 378.
— myrticola *Maire et Sacc.** 187.
— Nicotianae *Pass.* 85.
— Onobrychidis 6.
— Oryzae *(Catt.)* II, 871.
— ovalispora *Mc Alp.** 81, 137.
— Oxycocci *P. Henn.** 187.
— pedemontana *Ferraris** 8, 187.
— physalicola *Oud.** 187.
— Pisi 50.
— plumbaginicola *P. Henn.** 187.
— Salicorniae *P. Magn.** 14, 188.
— Sambuci *Sacc.* 188.
— Smilacis *Ell. et Ev.** 188.
— Unedonis *Sacc.* 188.
— viburnicola *Oud.* 158, 155.
— vicina *Sacc.* 188.
Ascochytella *F. Tassi* N. G. 182, 188.
— Aquilegiae *(Roum. et Pat.) F. Tassi** 188.
—Camelliae *(Pass.) F. Tassi** 188.
Ascochytella canthiifolia *(Cke. et Mass.) F. Tassi** 188.
— Cookei *F. Tassi** 188.
— depazeoides *(Dur. et Mont.) F. Tassi** 188.
— destruens *(Mc Alp.) F. Tassi** 188.
— ligustrina *(Pass.) F. Tassi** 188.
— Passeriniana *(Thüm.) F. Tassi** 188.
— pinnarum *(Pass.) F. Tassi** 188.
— Sambuci *(Sacc.) F. Tassi** 188.
— Unedonis *(Sacc.) F. Tassi** 188.
— vicina *(Sacc.) F. Tassi** 188.
— Winteri *F. Tassi** 188.
Ascococcus Billrothii II, 126.
Ascocorticium 17.
— albidum *Bref.* 17, 188.
— anomalum *(Ell. et Harkn.) Earle** 17.
Ascodesmis nigricans *v. Tiegh.* 40.
— volutelloides *Mass. et Salm.** 40, 188.
Ascomyces anomalus *Ell. et Harkn.* 17, 138.
Ascomycetella punctoidea *Rehm* 101.
— purpurascens *Rehm* 101.
— sanguinea *(Speg.)* 101.
— sulphurea *Wint.* 101.
Ascomyceten 97.
Ascophanus ochraceus *(Cr. Boud.* 40.
— sarcobius *Boud.** 11, 188.
Ascopolyporus 25.
— Gollmerianus *P. Henn.** 25, 138.
Ascyris amarantoides 502.
Askenasyella *Schmidle* N. G. II, 89.
— chlamydopus *Schmidle** II, 89, 188.

Digitized by Google

Asparagineae II, 444.
Asparagus II, 52, 828. — P. 78. — II, 402.
— acutifolius II, 444.
— africanus *Lam.* II, 81, 825.
— aphyllus *L.* II, 568.
— drepanophyllos 548.
— — *var.* Warneckii 548.
— Duchesnei *Rev.** 648. — II, 152.
— officinalis *L.* 864, 418, 626. — II, 827. — P. 84, 174.
— plumosus 648. — II, 794.
— Schröderi *Engl.** II, 152.
— Sprengeri 648, 649. — P. 369.
— — *var.* falcatoides *Spr.* 649.
— — *var.* ochroleuca *Spr.* 649.
Aspergillaceae 14, 88.
Aspergillus 45, 46, 47, 50, 52, 58, 62. — II, 860, 377, 650.
— atropurpureus *A. Zimm.** 44, 188. — II, 865.
— calyptratus *Oud.** 188.
— candidus *Lk.* 81, 40, 56.
— clavatus *Desm.* 86, 40.
— flavus 46, 55, 56. — II, 361, 626.
— fumigatus 48.
— glaucus *Lk.* 81, 48.
— Koningi *Oud.** 188.
— niger 86, 46, 47, 51, 54, 55, 58, 59, 129, 809. — II, 362, 681, 650.
— Oryzae 86, 67, 70.
— Penicillopsis (*Henn.*) *Racib.* II, 868.
— tjibodensis *Penz. et Sacc.** 188.
Asperugo procumbens 898.
Asperula II, 308.
— Aparine 899.
— aristata *L.* II, 568.
Asperula arvensis 489.
— asterocephala *Bornm.* II, 558.
— — *var.* velutina *Bornm.* II, 558.
— Cynanchica 406, 419, 489.
— galioides *M. B.* 489. — II, 588.
— glauca 415, 419.
— humifusa 489.
— occidentalis 470.
— odorata *L.* 424, 431, 435, 489, 478, 489, 708. — II, 499.
— — *var.* angustifolia 435.
— taurica 489.
Asphodelus 626.
— fistulosus 489.
— microcarpus 489.
Asphondylia II, 589, 559, 573.
— Adenocarpi *Tavares** II, 568.
— bitensis *Kieff.* II, 570.
— Borzii *Dest.* II, 581.
— conglomerata *Stef.** II, 527.
— conglomerata *Dest.* II, 558.
— ononidis *Fr. Löw.* II, 572.
— pterosparti *Tavares** II, 574.
— sarothamni *H. Löw.* II, 574, 582.
— Stefanii *Kieff.* II, 589.
— ulicis *Verr.* II, 588.
— verbasci *Vall.* II, 588.
Aspidiaria II, 740, 772.
— silurica *Vlček** II, 772.
— undulata *Presl* II, 772.
Aspidieae II, 704.
Aspidistra elatior P. 182.
— lurida II, 510.
Aspidium 610, 615, 617. — II, 680, 694, 728.
— acrostichoides *Sw.* II, 694.
Aspidium aculeatum 456, 486. — II, 711.
— Amauropeltis *Kze.* II, 724.
— athamanticum II, 29.
— (Pycnopteris) Bodinieri *Christ** II, 714, 729.
— capense II, 724.
— coriaceum II, 298.
— cristatum *Sw.* II, 714.
— dilatatum 887.
— Dryopteris *Baumg.* II. 712.
— — *var.* angustisectum *Vladescu** II, 712.
— — *var.* asymmetriscum *Vladesca** II, 712.
— — *var.* biceps* II, 712.
— — *var.* commune II. 712.
— — *var.* cuneilobum II, 712.
— falcatum II, 695, 718, 729.
— — *var.* macrophyllum *Makino** II, 718.
— Filix-mas *Sw.* 486. — II, 694, 707, 710, 711, 712, 714, 716.
— — *var.* brevisectum II, 712.
— — *var.* daedaleum II 712.
— — *var.* Stilluppense *Sabr.** II, 710.
— (Lastrea) flexile *Christ** II, 714, 729.
— flexuosum *Fée* II, 724.
— — *var.* Mölleri *Christ** II, 724.
— Glaziovii *Christ** II, 724, 780.
— hirtipes *Bl.* II, 714.
— ilicifolium *Don* II, 723.
— lobatum 489.
— lobatum × Braunii II, 711.
— Luersseni *Dörfl.* II, 711.
— lunanense *Christ** II, 714.

Digitized by Google

Aspidium (Anisocampium) Otarioides *Christ** II, 714, 780.
— (Lastrea) pandiforme *Christ** II, 714, 780.
— phegopteris *Baumg.* II, 707, 712.
— — *var.* elevatum II, 712.
— rigidissimum *Christensen** II, 724, 780.
— spinulosum *Sm.* II, 714. — P. 898.
— subpectinatum *Wall.* II, 714.
— (Spinulosa) subspinulosum *Christ** II, 714, 780.
— Thelypteris 887. — II, 707.
— (Lastrea) Wigmanii *Racib.** II, 716, 780.
Aspilia Clausseniana 588.
— Eenii *Spenc. Moore** II, 221.
— foliacea 588.
— Hassleriana *Chod.** II, 221.
— leucanthemum *Chod.** II, 221.
— setosa 588.
— silphioides 588.
Asplenites cladophleboides *Hj. Möller** II, 758.
Asplenium 442. — II, 680, 694, 728, 746.
— Adiantum nigrum II, 709, 714.
— — *var.* furcatum II, 709.
— affine *Sw.* II, 724.
— alpestre 419.
— anceps II, 718.
— Billettii *Christ* II, 714.
— Bodinieri *Christ** II, 714, 729, 780.
— bulbiferum II, 726, 729.
— celtidifolium II, 697.
Asplenium cuneifolium *Viv.* 486. — II, 714.
— — *var.* vegetius *Christ** II, 714.
— ebenoides *R. R. Scott* II, 681, 718, 720.
— Filix-femina *Bernh.* II, 568, 698.
— Foresiacum *Le Grand* 486. — II, 712.
— — *var.* italicum *Christ** II, 712.
— germanicum *Weis* II, 708, 710.
— (Phyllitis) glochidiatum *Racib.** II, 716, 780.
— interjectum *Christ** II, 714, 780.
— lanceolatum *Huds.* 486. — II, 712.
— lanceolatum *Sm.* II, 711.
— Mannii II, 697.
— Nidus *L.* II, 489, 621, 696.
— obtusilobum II, 697.
— pedicullariforme *St. Hil.* II, 724.
— pinnatifidum *Nutt.* II, 721, 727.
— platyneuron (*L.*) *Oakes* II, 681.
— rutaefolium II, 697.
— Ruta muraria II, 709, 714. — P. 119.
— — *var.* concinnum II, 709.
— — *var.* deltoideum II, 709.
— — *var.* depauperatum II, 709.
— — *var.* furcatum II, 709.
— — *var.* lancifolium II, 709.
— — *var.* pseudo-Selosii II, 709.
— Schwackei *Christ** II, 724, 780.
— septentrionale 426. — II, 710, 728.
Asplenium serra *Langsd. et Fisch.* II, 724.
— — *var.* geraense *Christensen** II, 724.
— sundense *Bl.* II, 716.
— Trichomanes *L.* 484. — II, 709, 710.
— — *var.* conglomeratum II, 709.
— — *var.* elongatum II, 709.
— — *var.* inciso-crenatum II, 709.
— — *var.* lobato-crenatum II, 709.
— venustum *Underw. et Maxon** II, 728, 780.
— viviparum II, 697.
— Wrightii *Eat.* II, 714.
— wrightioides *Christ** II, 714, 780.
Astacus fluviatilis P. 177.
Astasia haematodes II, 94.
Astasieae II, 126.
Aster 528. — P. II, 898.
— alpinus 439. — P. 188.
— altaicus 494.
— Amellus 415, 417, 489.
— Andersonii 524.
— arcticus *Eastwood** II, 221.
— Boweri 494.
— cordifolius 404. — P. 106, 189.
— divaricatus 588.
— Durbrowii *Eastwood** II, 221.
— Fremontii 674.
— Greatai *Parish** 525, 674. — II, 221.
— heterochaeta 494.
— laevis 468.
— Linosyris 415.
— Maacki 501.
— macrophyllos 892.
— microlonchus *Greene** II, 221.
— molliusculus 494.
— multiflorus P. 141, 167.

Digitized by Google

Aster nardophyllus *O. Ktze.* II, 221.
— Novae-Angliae 599. — II, 322.
— paniculatus P. 106, 189.
— parviflorus 418.
— prenanthoides 599.
— puniceus 599.
— Richardsoni 501.
— salicifolius 418.
— salignus II, 822.
— Shortii 599.
— subcoeruleus *S. Moore** II, 221.
— tataricus 501.
— tibeticus 494.
— Tradescanti 508, 671.
— tricephalus 494.
— Tripolium *L.* 400, 401, 489.
— undulatus × Novi-Belgii 518, 672.
Asteranthe asterias 668.
Asterella californica 211.
Asteridium 25.
— (Asteridiella) Citharexyli *P. Henn.** 26, 188.
— Heteropteridis *P. Henn.** 26, 188.
— (Asteridiella) radiatum *P. Henn.** 26, 188.
Asterina 29.
— anonicola *P. Henn.** 26, 188.
— Aucubae *P. Henn.** 188.
— circularis *Pat.** 188.
— Hyphaster *P. Henn.** 26, 188.
— microtheca *Pat.** 188.
— Pandani *Rostr.** 29, 188.
— solanicola *P. Henn.** 26, 189.
— Violae *P. Henn.** 189.
— Yoshinagai *P. Henn.** 189.
Asterionella II, 602, 603, 606.
— formosa II, 602.
— — *var.* gracillima II, 602.
Asterionella formosa *var.* subtilis II, 602.
— gracillima II, 601, 604.
Asteriscium argentinum *Chod.* et *Wilcz.** II, 207.
Asteriscus spinosus *Gr. et Godr.* II, 519.
Asterocarpus Clusii 481.
Astrocaryum II, 446.
— giganteum *B. Rodr.** II, 160.
— murumuru *Mart.* II, 160.
— segregatum *Drude** II, 160.
— tucuma *Mart.* II, 160.
— tucumoides *Dr.** II, 160.
Asterocystis radicis *Wild.* II, 875, 887.
Asterolecanium II, 588.
— Massalongianum *Targ.-Tozz.* II, 571.
— quercicola *Sign.* II, 529.
— Rhamni *Kieff.* II, 540, 581.
— Rehi *Rübs.** II, 568.
— variolosum *Ratzb.* II, 529.
Asterolinum stellatum *Lk. et Hoffmgg.* II, 474.
Asteroma Ulmi 41.
— urenicola *Speg.** 189.
Asteromaea indica P. 208.
Asteromphalus II, 603, 606.
Asterophyllites grandis II, 782.
Asterosporium *Kzl.* 42.
Asterula 25.
Astilbe 626, 704, 618.
— biternata *Britton** II, 206.
— chinensis *Mak.* 704. — II, 206. — P. 110, 202.
— — *var.* albiflora P. II, 110, 202.
— — *var.* Davidii 704.
— — *var.* japonica 704.
— — *var.* typica 704.
— Davidii 704.
Astilbe decandra *Don.** II, 206.
— odontophylla *Miq.** 206.
— philippinensis *Henry** II, 206.
— podophylla *Fr.* II, 206.
— podophylla *Baill.* II, 206.
— polyandra *Hemsl.* II, 206.
— rivularis *Vid.* II, 206.
Astomum crispum (*Hedw.*) *Hpe.* 214.
Astragalus 615, 685, 687. — II, 482, 488, 558.
— aconcaguensis *Speg.* II, 174.
— alpinus 459.
— alverdensis *M. Jones** II, 174.
— Ameghinoi *Spegazz.** II, 174.
— amoenus (*Ph.*) *Reiche* II, 174.
— arenarius 898, 899.
— armatus 596.
— Arnoldi 492.
— austriacus 488.
— Benthamianus *Speg.* II, 174.
— Bergii *Hier.* II, 175.
— Bigelovii *Gray* II, 486.
— Boissieri 481.
— brachycalyx *Phil.* II, 174.
— brachytropis *(Ph.) Reiche* II, 174.
— brevicaulis *Dusen* II, 175.
— Bungeanus *Speg.* II, 174.
— chrysanthus (*Moris*) *Reiche* II, 174.
— chubutensis *Spegazz.** II, 175.
— Cicer 899.
— compactus *(Phil.) Reiche* II, 174.
— concinnus *Benth.* II, 174.

Digitized by Google

Astragalus confertus 492.
— contortuplicatus *L.* 484.
— Crandallii *Gandog.** II, 174.
— Cruickshanksii *Hier.* 566. — II, 175.
— curtiflorus *M. Jones** II, 174.
— depressus *L.* 435.
— distans *A. Gray* II, 175.
— Domeykoanus *(Ph.) Reiche* II, 175.
— elongatus *(Ph.) Reiche* II, 174.
— erythrostachys *Ulbrich** II, 174.
— exscapus 488.
— flavus *Nutt.* II, 175.
— glycyphylloides 487.
— hamosus 427.
— Heydei 492.
— Hohenackeri *Speg.* II, 174.
— hurtadensis *Speg.* II, 174.
— kaibensis *M. Jones** II, 174.
— lanuginosus *Clos* II, 174.
— laxiflorus *(Ph.) Reiche* II, 174.
— leucocephalus *Ulbr.** II, 174.
— leucophaeus *Sm.* 435.
— macrocarpus *(Ph.) Reiche* 566. — II, 174.
— Malcolmii 492.
— maulensis *Speg.* II, 174.
— megalocarpus *Speg.* II, 174.
— melanostachys 492.
— membranaceus 501.
— Meyenianus *Speg.* II, 174.
— mongolicus 501.
— nanus *(Ph.) Reiche* II, 174.
— nertschinskensis *Freyn** II, 174.
Astragalus nivalis 492.
— nubigenus *(Meyen) Reiche* 566. — II, 174.
— nudus *S. Wats.* II, 174.
— Nuttallianus *Speg.* II, 175.
— olympicus *Cotten** II, 174.
— Onobrychis 478.
— oreophilus 566.
— pangnicensis *Marc.-Jon.** II, 174.
— Philippii *Speg.* II, 174.
— pinetorum veganus *Cock** 532.
— pomonensis *Marc.-Jones** II, 174.
— Reichei *Speg.* II, 174.
— Rudolphii *Speg.* II, 174.
— santiagensis *Speg.* II, 174.
— scaphoides *M. Jones** II, 174.
— siculus *Biv.* 484.
— simulans *Cockerell** II, 174.
— tarapacanus *Speg.* II, 174.
— tegetarioides *M. Jones** II, 174.
— tehuelches *Speg.** II, 175.
— tribulifolius 492.
— tribuloides *Del.* II, 558.
— tricolor *Bunge* II, 174.
— trifoliatus *Phil.* II, 174.
— tumidus 596.
— uliginosus 501.
— vallaris *M. Jones** II, 174.
— valparadisiensis *Speg.* II, 174.
— varnensis *Velen.** II, 174.
— virgatus 437.
— Watsonianus *Speg.* II, 174.
— Webbianus 492.
— Whitesii *Piper** II, 174.
Astrantia 407, 612.
Astrantia major 414.
Astrocaryum giganteum *B. Rodr.* II, 160.
— Jauary *Mart.* 586.
— mumbaca *Mart.* 586.
— Tucuma *Mart.* 586.
— vulgare *Mart.* II, 88.
Asystasia excellens *Lind.** II, 211.
— glandulosa *Lind.** II, 211.
— riparia *Lind.** II, 211.
— trichotogyne *Lind.** II, 211.
Athamantha P. 116.
— cretensis P. 188.
— Matthioli P. 188.
— verticillata P. 188.
— vestinae P. 188.
Atamisquea emarginata 566.
Athrixia rosmarinifolia 559.
Athyrium alpestre 407, 408, 409. — II, 710.
— Coreanum *Christ** II, 714, 780.
— Filix-femina *Roth* 489. — II, 704, 706, 707, 709, 718.
— — *var.* densum II, 709.
— — *var.* pectinato-dentatum II, 709.
— — *var.* plumosa *Druery* II, 704.
— — *var.* rhaeticum *Roth* II, 711.
— — *var.* truncatum II, 709.
— pycnosorum *Christ** II, 714, 780.
— thelypteroides *(Michx.)* II, 714.
Atitara *Barrère* II, 160.
— aerea *(Dr.) B. Rodr.** II, 160.
— caespitosa *B. Rodr.** II, 161.
— cuyabensis *B. Rodr.** II, 160.

Digitized by Google

Atitara inermis *B. Rodr.** II, 161.
— leptoclona *(Dr.) B. Rodr.** II, 161.
— lophacantha *(Mart.) B. Rodr.** II, 161.
— macrocarpa *B. Rodr.** II, 160.
— macrodon *B. Rodr.** II, 161.
— nemorosa *B. Rodr.** II, 161.
— orthacantha *(Mart.) B. Rodr.** II, 161.
— paraensis *B. Rodr.** II, 161.
— Philippiana *B. Rodr.** II, 161.
— polyacantha *(Mart.) B. Rodr.** II, 161.
— prostrata *(Lindm.) B. Rodr.** II, 160.
— pycnacantha *(Mart.) B. Rodr.** II, 161.
— rudenta *B. Rodr.** II, 160.
Atractium tubericolum *Sacc. et Pegl.* 139.
Atractylis aristata Rouy* II, 221.
— comosa P. 188.
Atragene alpina, II, 552. — P. II, 404.
— grosseserrata *Rydb.** II, 199.
— pseudoalpina *Rydb.** II, 199.
— repens *Rydb.** II, 199.
Atrichum 234.
— angustatum 217.
Atriplex 515, 615, 625, 669, 670. — II, 487.
— alba II, 825.
— Ameghinoi *Spegazz.** II, 167.
— aptera *Aven Nelson** II, 167.
— argentinum *Spegazz.** II, 167.
— canescens II, 487.
Atriplex carnosa *A. Nels.** II, 167.
— crenatifolia *Chod. et Wilcz.** II, 167.
— cristata II, 585.
— cuneata *A. Nels.** II, 167.
— flavescens *Speg.** II, 167.
— graeca 670.
— Halimus *L.* 669, 670. — II, 526, 558, 568.
— hastata 670.
— hortensis 869, 898, 669, 670.
— laciniata *L.* 670.
— lampa 518, 566.
— litoralis *L.* 670.
— macrostylum *Speg.** II, 167.
— mendozaense *Speg.** II, 164.
— mollis *Dsf.* 670.
— nitens 670.
— Nuttallii P. 134.
— patulum *L.* 848, 897, 442, 670. — II, 518.
— philonitra *Av. Nels.** II, 167.
— portulacoides *L.* 417, 670.
— retusa 566.
— spatiosa *A. Nels.** II, 167.
— tatarica 468.
— tenuissima *Av. Nels.** II, 167.
— Tornabeni *Tin.* 669, 670.
Atropa Belladonna *L.* 406. — II, 9, 314, 324, 511.
Atropis Borreri *Richt.* 644.
— distans 442, 496.
— pannonica *Hackel** 644. — II, 148.
Attalea funifera 378, 655.
Attheya II, 601, 602, 608.
— Zachariasi *Brun.* II, 597, 602.
Aubrietia antilibani *Boiss.* II, 454.
— Columnae *Guss.* II, 454.
— croatica *Schott* II, 453.
— deltoidea *DC.* II, 454.
— Froebeli II, 454.
— gracilis *Sprun.* II, 454.
— Leichtlini II, 454.
— Pinardi *Boiss.* II, 454.
— purpurea *DC.* II, 453.
Aucuba japonica P. 138.
Auerswaldia Puttemansii *P. Henn.** 26.
Augasma aeratella *Zell.* II, 540.
Aulacidea *Ashm.* II, 543.
Aulacomitrium *Mitt.* 240.
Aulacomnium heterostichum 281.
Aulax II, 518, 543.
— crassinervis *Kieff.** II, 542.
— Hieracii *Bouché* II, 572.
— hypochoeridis *Kieff.* II, 572.
— papaveris *Perr.* II, 573.
— scabiosae II, 584.
— sonchi *Dest.* II, 583.
— Sonchi *Stef.* II, 542.
— tragopogonis *Thoms* II, 588.
— valerianella *Thom.* II, 542.
Aulosira thermalis *G. S. West** II, 138.
Aurantieae II, 277.
Auricula II, 597, 600.
— punctata II, 597.
— staurophora II, 597.
Auricularia Buccina *Pat.* 168.
Auriculariaceae 7, 14, 23, 26, 28.
Auxemma oncocalyx *Taub.* II, 51.
Avena 868, 609. — II, 466, 640, 788. — P. II, 398.
— brevis P. 112.

Digitized by Google

Avena Delavayi *Hack.** II, 148.
— desertorum *Lessing* 438, 645.
— elatior 626. — P. 112. — II, 876, 401.
— fatua 447, 466, 481. — P. 102.
— montevidensis *Hack.** II, 148.
— orientalis P. 102.
— pratensis 488.
— sativa *L.* 846. — II, 780. — P. 6, 102, 112. — II, 876.
— sterilis II, 470. — P. 112.
— subspicans 496.
— vallesiana *All.* II, 149.
Averrhoea II, 58.
— carambola 499.
Avicennia nitida II, 296.
— tomentosa II, 276.
Azadirachta indica *Juss.* II, 881.
Azalea lutea 517.
— procumbens 447.
Azolla 541, 554, 611, 617. — II, 276, 465, 688, 695, 701.
— caroliniana II, 688, 694, 706.
— filiculoides *Lam.* 475. — II, 688, 711.
Azorella 566.
— Ameghinoi *Speg.** II, 207.
— bryoides 566.
— Gilliesii 566.
— monanthos 566.
— patagonica *Speg.** II, 207.
— plantaginea *Speg.** II, 207.
— Selago *Hook. fil.* II, 284.
Azotobacter 307. — II, 886.
— chroococcum II, 886.
Baccharis P. 152, 189.
— alnifolia 580.
— anomala 588.
— articulata 588.
— camporum 588.
— cognata 588.
— dracunculifolia 588.
— elaeagnoides 588.
— floribunda 580.
— glomeruliflora P. 152.
— halimifolia 516.
— helichrysoides 588.
— genistelloides 588.
— megapotamica *Speg.** 588. — II, 221.
— microcephala 588.
— microphylla 580.
— multisulcata 588.
— orgyalis 588.
— oxydonta 588.
— paucidentata 588.
— paucifloscula 588.
— recurvata 588.
— rotundifolia 588.
— rufescens 588.
— subopposita 588.
— tandilensis *Speg.** II, 221.
— tridentata 588.
— trimera P. 175.
— trinervis 588.
Bachmannia 550.
— major 550.
— minor 550.
— Woodii *(Oliv.) Gilg* 550.
Bacillariaceae II, 95, 96, 101, 104, 107, 122.
Bacillus 288, 288, 289, 291, 310, 317, 319.
— acidi lactici 304, 309.
— aërogenes 285.
— amygdaloides *Weiss* 320.
— Amylobacter *v. Tiegh.* 87.
— amylovorus II, 869, 875, 881, 882, 885.
— anthracis 289, 299.
— aromaticus lactis *Grimm** 308.
Bacillus atrosepticus 328.
— Betae II, 876.
— butyricus 326.
— Bütschlii *Schaudinn** 291.
— campestris II, 374, 376.
— carotovorus *Jones* 329. — II, 381.
— caseolyticus *Lochmann** 325.
— caulivorus II, 388.
— cholerae gallinarum 300.
— citricus *Weiss** 320
— cloacae 314.
— cohaerens 278.
— coli II, 381.
— coli-communis II, 627.
— denitrofluorescens *Iterson** 312.
— diphtheriae 287, 288.
— Eberth 270.
— ellenbachensis 309.
— eminans *Weiss** 320.
— enteritidis 322.
— fasciformis *Schönf. et Rommel** 317.
— flavescens *Weiss** 320.
— fluorescens liquefaciens 294, 296, 309, 311, 314, 329.
— fortissimus *Weiss** 320.
— fuliginosus *Weiss.** 320.
— fungosus *Weiss** 320.
— gangraenosus 285.
— gelaticus *Gran* 297.
— — *var.* bergensis *Gran* 297.
— — *var.* energica *Gran* 297.
— — *var.* genuina *Gran* 297.
— globulosus *Weiss** 320.
— kiliensis 291.
— lactis aerogenes 304, 307.
— lactorubefaciens *Gruber** 308.
— lebenis *Rist et Khourey** 316.

Digitized by Google

Bacillus levaniformans *Smith* 319.
— Lindneri 318.
— loxosporus 285.
— luteus *Fluegge* 36.
— megatherium 285, 309, 310, 318.
— mesentericus aureus 305.
— mesentericus fuscus 309.
— mesentericus ruber 306.
— mesentericus vulgatus 329.
— mycoides 309, 329.
— nobilis 319.
— odoratus *Weiss** 320.
— Oleae *Archangeli* II, 373, 572.
— omnivorus 329.
— opacus *Weiss** 320.
— oxalaticus 268.
— panis viscosus 306.
— pituliformis *(Müll.) Thurg.* 315.
— pneumoniae 285.
— prodigiosus 278, 298, 311, 314, 324.
— proteus fluorescens 279.
— pyocyaneus 285, 287, 295, 297, 299, 328.
— pulpae 285.
— radicicola *Beij.* 330, 677. — II, 380.
— radiobacter II, 386.
— robustus *Weiss** 320.
— rosaceus metalloides 288.
— rudensis 303.
— septicaemiae murium *Grimm** 323.
— Solanacearum II, 367, 379, 383.
— solanicola *Delacr.* II, 383, 384.
— spirans *Weiss** 320.
— Stutzeri *Iterson** 312.
— subkiliensis *Petrow** 291.
— subtilis 309, 310, 328, 329.
Bacillus thermophilus Grignoni *Dupont** 306.
— tracheiphilus II, 379.
— tuberosus *Weiss** 320.
— tumescens 273.
— typhosus 273, 286. — II, 627.
— ventricosus *Weiss** 320.
— viscosus 321, 322.
— vulgatus *(Flügge) Mig.* 328, 329.
— vulpinus *Iterson** 312.
Bacteriastrum varians II, 603.
Bacteriosira II, 606.
— fragilis II, 605.
Bactris II, 160.
— granatensis 527.
Bacterium 268, 269, 270, 272, 275, 276, 280, 290, 305. — II, 384.
— aceti 309.
— acidi oxalici *Banning** 293.
— angulans 285.
— arborescens non liquefaciens 316.
— aquatile 279.
— aquatile aurantiacum *v. Rigler** 316.
— aquatile citreum *v. Rigler** 316.
— aquatile commune *v. Rigler** 316.
— aquatile debile *v. Rigler** 316.
— aquatile flavum *v. Rigler** 316.
— aquatile gasoformans *v. Rigler** 316.
— aquatile luteum *v. Rigler** 316.
— aquatile odorans *v. Rigler** 316.
— brevissimum *Weiss** 320.
— chrysogloea 316.
— cloacae 307.
— coli 307, 311.
— coli commune 270, 273, 275, 278, 282, 283, 296, 300, 309, 310, 314, 315, 321, 323, 335.
Bacterium corrosivum *Zikes** 322.
— crenatum *Weiss** 320.
— croceum 318.
— diabeticum *Banning** 293.
— Dianthi 78.
— dortmundense *Banning** 293.
— Eucalypti *Smith** 330. — II, 385.
— filamentosum 285.
— fluorescens liquefaciens 316.
— fluorescens non liquefaciens 316.
— fragi 306.
— gibbosum *Weiss** 320.
— goniosporum 285.
— gracilescens *Weiss** 320.
— gracillimum *Weiss** 320.
— granulosum 278, 320.
— industrium *Henneb.* 293, 309.
— insulsum *Weiss** 320.
— lactis acidi 310.
— levaniformans 330.
— levans 310, 314.
— monasteriense *Banning** 293.
— oxydans *Henneb.* 293, 309.
— paracoli gasoformans anindolicum 279.
— parvulum *Banning** 293.
— perittomaticum 285.
— pestis 274.
— petroselini 285.
— phasianicida *Klein** 324.
— phlei 273.
— phosphorescens II, 633.
— plicativum *Weiss** 320.
— polychromicum *Zikes** 322.
— pyogenes ramosum *Stefansky** 326.
— radiatum 278.
— ramificans *Weiss** 320.

Digitized by Google

Bacterium Sacchari *Smith* 880. — II, 885.
— sapolacticum *Eichholz** 806.
— spinosum *Weiss** 820.
— squamatum *Weiss** 820.
— subcitricum *Weiss** 820.
— tarde fluorescens 279.
— typhi 275, 282.
— uniforme *Weiss** 820.
— variosum *Weiss** 820.
— vascularum *Cobb* 880. — II, 885.
— xylinum 268, 296, 809.
Bacularia Palmeriana *Bail.** II, 161.
Badhamia citrinella *Cel. fil.* 92.
Baeobotrys muscosa *Bl.* II, 284.
— nemoralis *Mart.* II, 284.
Bahia ambrosioides 581.
Baiera multifida II, 788.
Baissea 659.
— axillaris 554.
— axillaris *Hua* II, 216.
— axillaris *Stpf.* II, 214.
— calophylla *(K. Schum.) Stapf** II, 213.
— dichotoma Stpf. II, 214.
— elliptica *Stpf.** II, 213.
— erythrosticta *K. Sch.** II, 213.
— ochrantha *K. Sch.* II, 213.
— odorata *K. Sch.* II, 213.
— tenuiloba *Stpf.* II, 214.
— zygodioides *(K. Sch.) Stapf** II, 213.
Balanites aegyptiaca II, 822, 897.
Balanoglossus II, 739.
Balanophora japonica *Makino** II, 165.
Balanophoraceae II, 165.
Balansia 25.
Baldratia salicorniae *Kieff.* II, 581.
Balladyna Gardeniae *Racib.* II, 868.
Ballardia elegans *Montrouz.** II, 182.
Ballota 614.
— nigra P. 146.
— rupestris P. 177.
Balsaminaceae 609, 616, 660.
Balsamodendron africanum *Arn.* II, 12.
Bambusa 612, 645. — II, 826. — P. 187, 138, 140, 142, 145, 152, 155, 157, 158, 160, 161, 168, 170, 186, 197, 200, 202.
— marmorea *Mitford* II, 150.
— mitis P. 9, 185.
— nagashima *Marliac* II, 148.
— pygmaea *Miq.* II, 148.
— spinosa *Roxb.* II, 882.
Bambuseae II, 291.
Bambusoideae 388.
Banara Vanderbiltii *Urb.** II, 172.
Bangia atropurpurea II, 87, 98.
Bangiaceae II, 96.
Banisteria 587. — II, 491.
— — *subgen.* Sciurostylis 587.
— Hassleriana 587.
Banksia 618. — II, 491.
Baphia P. II, 894.
— batangensis *Harms** II, 175.
— bipindensis *Harms** II, 175.
— Busseana *Harms** II, 175.
— Conraui *Harms** II, 175.
— cordifolia *Harms** II, 175.
— cornifolia P. 29, 204.
— eriocalyx *Harms** II, 175.
— Preussii *Harms** II, 175.
Baptisia australis P. 180.
Barbacenia Wentzeliana 559.
Barbarea arcuata 416.
— praecox 466.
— stricta 898.
Barbula *Hedw.* 210, 212, 240.
— ambigua 217.
— Blyttii *Schpr.* 241.
— brachypoda *Card. et Thér.** 254.
— cataractarum *Fl.** 253, 254.
— convoluta *Hedw.* 224.
— — *f.* rufescens *Loeske et Quelle** 224.
— cylindrica *(Tayl.) Schpr.* 237, 246.
— fallax 219.
— Hornschuchiana *Schltz.* 288, 287.
— inflexa *(Duby) C. Müll.* 253.
— intermedia 218.
— javanica *Dz. Mb.* 253.
— — *var.* epapillosa *Fl.* 253.
— madagassa *R. C.* 235.
— papillosa 217.
— perannulata *Williams** 283, 254.
— revoluta 217.
— rigens *Card. et Ther.** 254.
— rufa *(Lor.) Jur.* 458.
— ruralis 218.
— Saundersii *Card. et Ther.** 255.
— scaberrima *Broth. et Par.** 234, 255.
— sobolifera *Fl.** 253, 255.
— squarrosa 218.
— tjibodensis *Fl.** 253, 255.
— tortuosa 217.
— Treleasii *Card. et Ther.** 255.
— vinealis *Brid.* 223, 237.
Barkhausia rhoeadifolia P. 188.

Digitized by Google

Barklya II, 178.
Barlaea discoidea *P. Henn. et E. Nym.* 139.
— fulgens *(Pers.) Rehm* 17.
Barlaeina albo-coerulescens *Penz. et Sacc.** 139.
— discoidea *(P. Henn. et E. Nym.) Sacc. et Syd.** 139.
— platensis *Speg.** 139.
— Rickii *(Rehm) Sacc. et Syd.** 139.
— tjibodensis *Penz. et Sacc.** 139.
Barleria 489, 688.
— buddleioides *Spenc. Moore** II, 212.
— salicifolia *C. B. Cl.* II, 212.
— spinulosa 558.
— stellato-tomentosa *Sp. Moore* II, 212.
— — *var.* ukambensis *Lind.* II, 212.
— taitensis *Spenc. Moore** II, 212.
— umbrosa *Lind.** II, 211.
Barringtonia II, 47.
Barroetia sabuligera P. 188.
Bartalinia nervisequa *F. Tassi* II, 871.
Bartonia multiflora *Nutt.* II, 179.
— nuda *Pursh* II, 179.
— nudicaulis *Dougl.* II, 179.
Bartramia 284.
— Halleriana 217, 227.
— — *f.* adpressa *Mat.** 227.
— ithyphylla 224.
— — *f.* capillaris *Loeske** 224.
— stricta 219.
Bartramiopsis 284.
— Lescurii *Card. et Ther.** 255.
Bartsia 617.
— alpina 482, 626. — II, 482, 488.
Bartsia viscosa 468.
Basella P. 187.
— rubra P. 205.
Basiascum *Cav.* 42.
Basiloxylon brasiliensis *K. Sch.* II, 49.
Basisporium *Molliard* N. G. 181, 189.
— gallarum *Moll.** 181, 189.
Bassia crassipes *Pierre** II, 288.
— latifolia *Roxb.* II, 40.
— longifolia II, 54.
Bassovia pyraster 589.
Bastardia bivalvis *Garcke** II, 180.
Batatas edulis P. 178.
Batrachium 611.
— aquatile 418.
— — *var.* heterophyllum 418.
— fluitans 417, 418.
Batrachospermum Bohneri II, 90, 108.
— moniliforme II, 97.
Battarrea Gaudichaudii *Mont.* 125.
— guachiparum *Speg.* 125.
— patagonica *Speg.* 125.
— phalloides *(Dicks.) Pers.* 125.
— Stevenii *Fr.* 125.
— Tepperiana *Ludw.* 125.
Battareopsis P. *Henn.* N. G. 80, 189.
— Artini P. *Henn.** 80.
Bauhinia II, 488, 484, 823, 824. — P. 182.
— acuminata 685.
— Bongardi *Steud.* II, 484.
— Burkeana *Benth.* II, 825.
— candicans *Benth.* II, 484.
— Ellenbeckii *Harms** II, 178.
— Loeseneriana *Harms** II, 178.
— Petersiana 558.
— platypetala *Vog.* II, 484.
— reticulata 558.
— retusa *Roxb.* II, 40.
Bauhinia tomentosa 559.
— yunnanensis 685.
Baumea acuta *(Labill.) Palla** II, 146.
— teretifolia *(R. Br.) Palla** II, 146.
Baumiella *P. Henn.* N. G. 80, 189.
— caespitosa *P. Henn.** 80, 189.
Beania Carruthersi *Nath.** II, 754.
Beccarina *v. Tiegh.* N. G. 689. — II, 179.
— xiphostachya *v. Tiegh.** II, 179.
Beggiatoa *Trév.* 286. — II, 185.
— alba II, 185.
— pellucida II, 185.
Begonia 610, 612, 618, 617, 618. — II, 464, 788, 786, 795, 802. — P. 198.
— angularis 660.
— argentinensis *Spegazz.** II, 165.
— guttata II, 841.
— martinicensis 529.
— Meyeri Johannis 560.
— Paulensis 615.
— Rex 625.
— violaefolia 612.
Begoniaceae 660. — II, 165, 491.
Beilschmidia lanceolata *Seb. et Panch.* II, 888.
Bellidiastrum Michelii *Cass.* 414, 419.
Bellis 612.
— minuta 481.
— perennis *L.* 848, 400, 489.
Belmontia grandis 558.
Belonidium albo-cereum *Penz. et Sacc.** 189.
— Clarkei *Mass. et Crossl.* 12.
— fuscopallidum *Bres.** 189.
— glauco-fuligineum *Penz. et Sacc.** 189.

Digitized by Google

Belonidium ochroleucum *Bres.** 189.
— tabacinum. *Penz. et Sacc.** 189.
Belonium 25.
— bicolor *Ell. et Ev.** 189.
— blumenaviense *P. Henn.** 25, 189.
— consanguineum *Ell. et Ev.** 189.
— pilosum *Crossl.* 202.
Beloperone urophylla *Lind.** II 212.
— variegata *Lind.** II, 212.
Benincasa cerifera *Savi* II, 882.
— hispida 499.
Beniowskia graminis *Racib.* II, 868.
Bennettitales II, 754.
Bennettiteae II, 779.
Benthamiella azorelloides *Speg.** II, 289.
Berberidaceae 356, 618, 635, 661. — II, 165, 507.
Berberideae 668.
Berberis 856, 864, 612, 613 614, 615, 661, 662, 668.
— acuminata 662.
— dictyophylla *Franch.* 497.
— distichophylla 661.
— empetrifolia 566.
— hispanica 481.
— ilicifolia 662.
— insignis 662.
— Negeriana *Tischl.** 856, 662, — II, 165.
— Neuberti *Ch. Lem.* 662.
— ruscifolia P. 184.
— sibirica 456.
— Sieboldii *Sargent* 661.
— trifoliolata P. 118, 198.
— vulgaris *L.* 662. — II, 499. — P. 106.
Berchemia multinervis *Heer* II 750.
— volubilis P. 161.
Berendtia 698.
Berendtia primuloides 698.
— rotata 698.
Berkheya parvifolia 560.
— Zeyheri 560.
Berlinia angolensis *Welw.* II, 862.
— Eminii 558, 558. — II, 48, 57, 878, 881.
— macrantha *Harms** II, 178.
— tomentosa 557.
Berrya amomilla II, 58.
Bersama usambarica 557.
Berteroa incana 418, 447.
Bertholdia orbicularis II, 97.
Bertholletia excelsa *H. B.* II, 49, 52.
Bertiera Dewevrei *Wild. et Dur.** II, 287.
Berula 612.
— augustifolia 898. — P. 108, 184. — II, 897.
Beslera coriacea *Urb.** II, 280.
— elongata *Urb.** II, 280.
— filipes *Urb.** II, 229.
— guadelupensis *DC.* II, 280.
— Imrayi *J. D. Hook.* II, 229.
— lanceolata *Urb.** II, 229
— lutea *Gris.* II, 229.
— lutea *L.* II, 229.
— petiolaris *(Gris.) Urb.** II, 230.
— Sieberiana *Urb.** II, 229.
— strigillosa *Urb.** II, 229.
Beta 864, 868.
— cicla 425.
— vulgaris *L.* 425. — II, 518, 652, 827. — P. 6. — II, 869, 876, 877, 888, 421.
Betonica II, 553.
— alopecurus *L.* II, 476
— officinalis *L.* 486. — II, 553.
Betulaceae 610, 664. — II, 165.
Betula 396, 449, 618, 614, 617. — II, 558, 783. — P. 6.
— alba *L.* 424, 444, 456, 664, 568. — P. 7, 152, 182.
— alpestris P. 108.
— carpatica *W. K.* 408, 664.
— cordifolia *Regel* 664.
— fruticosa 502.
— glandulosa 520.
— humilis 899, 442.
— intermedia II, 742.
— lenta 512, 664. — II, 799.
— lutea 520.
— nana *L.* 845, 891, 397, 408, 407, 409, 442, 447, 458, 459. — II, 742.
— odorata 410, 444. — II, 742. — P. 177.
— papyracea 520, 664.
— — *var.* minor *Tuckerm.* 664.
— Stevensoni *Lesq.* II, 758.
— verrucosa *Ehrh.* 894, 444. — II, 742.
Bicornes 890.
Bicosoeca II, 100.
Bicuculla occidentalis *Rydb.** II, 198.
Biddulphia II, 608, 606.
Biddulphioideae II, 600.
Bidens 612.
— bipinnatus *L.* 847. — II, 479.
— cernuus 897, 419, 625.
— connatus 408.
— fruticulosus 581.
— Gardneri 588.
— graveolens 588.
— parviflorus 501.
— pilosus 588.
— radiatus 408, 488.
— Riedelii 588.
— robustior *Spenc. Moore** II, 221.
— rubifolius 581.
— tripartitus 625.
— ukambensis *Sp. Moore** II, 221.

Digitized by Google

Biebersteinia Emodi 492.
Biebersteinieae 357.
Bifora radians 439.
Bifrenaria Wendlandiana *(Krzl.) Cogn.** II, 157.
Bigelovia P. 20, 197.
Bignonia aequinoctialis II, 443.
— capreolata II, 443. — P. 143.
— flava *Vell.* II, 49.
— grandifolia II, 443.
— Tweediana II, 443.
— unguis II, 443.
Bignoniaceae 548, 609, 616, 684, 664. — II, 219, 442, 491. — P. 121.
Billbergia boliviensis *Bak.** II, 145.
Biorrhiza aptera *Bosc.* II, 580.
— pallida *Oliv.* II, 520, 578, 579, 580.
Biotia discolor 501.
Biovularia cymbantha *(Oliv.) Kam.** 550. — II, 241.
Bischoffia javanica II, 470.
Biscutella apricorum *Jord.* II, 447.
— apula 489.
— cichoriifolia 425.
— laevigata 408, 419. — P. 120, 134.
Bisetaria *v. Tiegh.* N. G. II, 183.
— Lecomtei *v. Tiegh.** II, 183.
Bisgoeppertia Prenleloupii *Urb.** II, 229.
Bixa 618.
— Orellana *L.* 586. — P. 44. — II, 364.
Bixaceae 609, 616, 664. — II, 47.
Blainvillea breviaristata 538.
— rhomboidea 538.
— subvelutina 538.
Blasdalea *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 139.
— disciformis *(Rehm) Sacc. et Syd.** 139.
Blastophaga grossorum *Grav.* II, 571.
Blechnum australe II, 293.
— boreale P. 119.
— brasiliense II, 729.
— capense II, 724.
— eburneum *Christ** II, 714, 729, 730.
— Germaini *(Hk.)* II, 724.
— hastatum *Klf.* II, 724.
— lanceola *Sw.* II, 724.
— minutulum *Christ** II, 724, 730.
— Penna Marina *(Poir.)* II, 724.
— Spicanth II, 709, 714. — P. 168.
Blennocampa pusilla II, 552.
Blennoria *Fr.* 42.
Blepharis Buchneri P. 29, 188.
— corduacea 559.
Blepharispermum minus *Spenc. Moore** II, 221.
Blepharodon angustifolius *Malme** 536. — II, 217.
Blepharostoma nematodes *Underw.* 248.
— trichophyllum 218.
Bleria subverticillata 560.
Bletia II, 489.
Blighia sapida II, 846.
Blitum virgatum 502.
Bloxamia *B. et Br.* 42.
— Saccardiana *Allesch.** 139.
Blumea balsamifera *DC.* 548. — II, 28.
— glomerata 548.
— hymenophylla 548.
— lacera 548.
— oxyodonta 548.
— subracemosa *(Miq.) C. B. Cl.** 548. — II, 221.
Blyttia Lyallii 226.
Bocconia frutescens 527.
Bodiniera *Lév.* N. G. II, 199.
— thalictrifolia *Lév.** II, 199.
Boehmeria II, 865.
— nivea II, 55, 865. — P. 180.
— tenacissima II, 865.
Boerhaavia albiflora II, 825.
— hirsuta 527.
— intermedia *M. Jon.** II, 183.
— plumbaginea 347.
— ramulosa *Marc Jones** II, 183.
Bolbitius 29, 38.
Bolbophyllum occultum II, 313.
— pavimentatum II, 313.
Boletaceae 23.
Boletinus *Sacc.* 123.
Boletus 14, 17, 29, 123. — II, 5.
— Betula *Beardslee** 17, 39, 139.
— bicolor *Peck* 22.
— cavipes *Opat.* 123.
— chamaeleontinus *Atk.** 139.
— chrysenteron 22, 49.
— — *var.* deformatus *Peck** 22.
— costatus *Rostr.** 29, 139.
— cyanescens II, 5.
— Dupainii *Boud.** 11, 139.
— eximius *Peck* 22.
— felleus 49, 91.
— lacunosus *Rostr.** 29, 139.
— lucidus *Leyss.* 21. — II, 2.
— lupinus II, 5.
— multipunctus *Peck** 139.
— ornatipes *Peck* 22.
— pachypus II, 5.
— pallidus *Frost* 22.
— parasiticus 11.

Digitized by Google

Boletus purpureus fumosus *Peck** 28.
— rugosus *Jcq.* 21.
— Russelli 89.
— Satanas II, 5.
— scabripes *Peck** 140.
— subtomentosus 45, 128.
— Torrendii *Bres.** 10, 140.
— umbrosus *Atk.** 140.
Bomarea 612.
— acutifolia 565.
— boliviensis *Bak.** II, 145.
— brevis 565.
— conferta 527.
— distichophylla 565.
— edulis 565.
— formosissima 565.
— glaucescens 565.
— multiflora 565.
— tomentosa 565.
Bombacaceae 615, 664. — II, 22, 166.
Bombax 541, 612, 617, 618.
— malabaricum *DC.* II, 40, 55.
— rhodognaphalon 555, 557.
Bombus P. 186.
Bombyx P. 148.
Bommeria *Fourn.* II, 718.
— hispida (*Mett.*) II, 718.
Bonania microphylla *Urb.** II, 171.
— resinifera *P.* 188.
Bonatea Verdickii II, 157.
Bonaveria securidaca 481.
Bongardia Rauwolfii *C. A. Mey.* 668.
Bonjeania 687.
Bonordeniella *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 140.
— memoranda *Penz. et Sacc.** 140.
Bontia daphnoides *L.* II, 16.
Boopis Ameghinoi *Speg.** II, 220.
— chubutensis *Speg.** II, 220.
Boopis gracilis 566.
— leptophylla *Speg.** II, 220.
— patagonica *Speg.** II, 220.
— rigidula 566.
— subscandens *Speg.** II, 220.
— viridiflora 566.
Borassus 558. — II, 825.
— flabelliferus 841, 878. — II, 881, 897.
— flabelliformis *Murr.* II, 40, 48.
Bornia II, 787.
Boronia II, 277.
— crenulata II, 277..
— elatior II, 277.
— tetrandra 708.
Boronieae II, 277.
Borrago II, 495.
— officinalis *L.* 398, 467. — II, 82, 499.
Borraginaceae 389, 540, 609, 616, 664. — II, 51, 219, 488. — P. 121.
Borrera laevis 580.
Borreria angustifolia P. 188.
Borrichia argentea 584.
— frutescens P. II, 898.
Boscia foetida II, 824.
— Pechuelii II, 824, 825.
— salicifolia 558.
Bosqueia angolensis (*Welw.*) *Ficalho* II, 864.
Bossiaea II, 276.
— ovata II, 276.
Bossiaeae II, 276.
Bostrychia II, 107.
Boswellia II, 70.
Bothriocline alternifolia *O. Hoffm.* II, 228.
— laxa *N. E. Br.* II, 228.
— longipes *N. E. Br.* II, 228.
— pauciseta *O. Hoffm.* II, 228.
— Schimperi *Oliv. et Hi.* II, 228.
Bothrodendron II, 758.
— brevifolium *Nath.** II, 754.
— Depereti II, 772.
— kiltorskense II, 753.
Botrychium II, 679.
— dissectum II, 718.
— Lunaria *L.* 418. — P. 194.
— Matricariae P. II, 876.
— obliquum II, 718.
— — *var.* intermedium II, 718.
— — *var.* occidentale II, 718.
— — *var.* oncidense II, 718.
— rutaefolium 482.
— tenebrosum II, 718.
— ternatum *Sw.* II, 694.
— virginicum 891. — II, 767.
Botrydiaceae II, 118.
Botrydium granulatum II, 97.
Botryococcus II, 101.
— Braunii 479, 567, 570. — II, 97, 98, 99.
Botryodiplodia acacigena *Penz. et Sacc.** 140.
— aterrima *Scalia** 9, 140.
— Gossypii *Ell. et Barthol.** 140.
— longipes *Penz. et Sacc.** 140.
— majuscula *Sacc.** 140.
— Meliae *Ell. et Ev.** 140.
— pallida *Ell. et Ev.** 140.
— Pruni *Mc Alp.** 31, 140.
— Saccardiana *Baeuml.** 15, 140.
Botryopterideae II, 762.
Botryopteris II, 765.
— dubius II, 755.
— forensis II, 755.
Botryosphaeria diplodia 78.
— hysterioides *Ell. et Ev.** 140.
— majuscula *Sacc.** 140.

Digitized by Google

Botryosphaeria muriculata *Ell. et Ev.** 140.
— Pruni *Mc Alp.** 32, 140.
Botryosporium II, 384.
— foecundissimum (*Sacc. et March.*) 40.
Botrytis 129. — II, 334, 361.
— capsularum *Bres. et Vestergr.** 140, 388.
— cinerea 10, 50, 55, 132, 309. — II, 874.
— galanthina *Sacc.* II, 374.
— monilioides *Penz. et Sacc.** 140.
— Paeoniae *Oud.* 78. — II, 374.
— parasitica *Cav.* 80, 128. — II, 374.
— pilulifera *Sacc.* 40.
— sceptrum *Cda.* 129.
— vera 43.
— vulgaris 55, 87. — II, 360, 370, 376, 626.
Bouchea Ehrenbergii 529.
Boudiera Crosslandi (*Boud.*) *Sacc. et Syd.** 140.
Bougainvillea spinosa 566.
Bouteloua litigiosa 534.
Bouvardia triphylla P. 20, 188.
Bovista 39, 127.
— abyssinica *Mont.* 127.
— ammophila *Lév.* 39, 127.
— aspera 127.
— bicolor *Lév.* 127.
— gigantea 125.
— lateritia 127.
— minor *Morg.* 125, 127.
— nigrescens 127.
— paludosa *Lév.* 127.
— pila 127.
— plumbea *Pers.* 22, 127.
— Stuckerti *Speg.** 140.
— tomentosa (*Vitt.*) *DeToni* 125, 127.
— subterranea *Peck* 125.
Bovistella 39, 127.
— ammophila (*Lév.*) 127.
Bovistella dealbata 39.
— Ohiensis *Ell. et Morg.* 125, 127.
— paludosa *Pat.* 127.
— radicata *(Mont.) Pat.* 125.
Bowiea II, 645, 646.
— volubilis II, 645.
Bowlesia tropaeolifolia 566.
Brachyceras II, 303.
Brachycladus caespitosus (*Phil.*) *Speg.* II, 221.
— megalanthus *Speg.** II, 222.
— obtusifolius *O. Ktze.* II, 221.
— pygmaeus *O. Ktze.* II, 222.
— Stuckerti *Speg.** II, 221.
Brachycorythis pubescens *Harv.* II, 159.
Brachydontium trichodes (*Web.*) *Bruch* 214.
Brachyelytrum II, 148.
Brachylaena huillensis *O. Hffm.** II, 222.
Brachylejeunea corticalis (*L. et L.*) *Schiffn.* 232.
Brachymenium Borgenianum *Hpe.* 235.
— Martinicae *Besch.** 255.
— (Peromnion) mnioides *Besch.** 255.
— Philonotula (*Hpe.*) *Broth.* 235.
Brachypodium japonicum P. 110, 189.
— pinnatum 399, 403, 464, 482. — II, 531. — P. II, 402.
— silvaticum *L.* 400, 456. — II, 505.
Brachysporium excorians *Mc Alp.** 32, 140.
— Faureae *P. Henn.** 30, 140.
Brachystegia 556, 558, 559.
— appendiculata 558, 685.
Brachystegia Bussei *Harms** II, 178.
— Goetzei 559.
— Holtzii *Harms** II, 173
— nepalensis 553, 685.
— polyantha 558.
— stipulata *Wildem.** II, 173.
— taxifolia *Harms** II, 173.
Brachystelma Bingeri *Chev.* II, 828, 889.
— praelongum *Spenc. Moore** II, 217.
Brachythecium 234.
— albicans 217.
— atrotheca (*Duby*) *Besch.* 235.
— Beringianum *Card. et Ther.** 255.
— campestre (*Br.*) *Br. eur.* 215.
— erythrorhizon *Br. eur.* 215.
— Geheebii 227.
— Mildeanum *Schpr.* 223.
— Nelsoni *Grout** 241, 255.
— petrophilum *Will.* 251.
— plumosum 251.
— — *var.* Pringlei (*Will.*) *Grout* 251.
— populeum 217.
— Pringlei *Williams** 233, 251, 255.
— reflexum 217.
— rivulare 213, 227, 241.
— — *var.* auriculatum *Breidl.* 227.
— — *var.* longifolium *Bryhn** 213.
— salebrosum (*Hffm.*) *Br. eur.* 223.
— velutinum 215.
— — *var.* polygamum *Kaal.** 215.
Brackenridgea II, 433.
— corymbosa *v. Tiegh.** II, 183.

Digitized by Google

Brackenridgea Forbesii *v. Tiegh.** II, 188.
— Hookeri *King* II, 188.
— Kingii *v. Tiegh.** II, 188.
— perakensis *v. Tiegh.** II, 188.
— rubescens *v. Tiegh.** II, 188.
Bradburya virginiana (*L.*) *O. Ktze.* II, 485.
— — *f.* pascuorum (*Mart.*) II, 485.
Brasenia 611.
Brassaeola II, 489.
Brassica 868. — II, 248, 818, 489, 788. — P. 6. — II, 888.
— alba II, 647.
— campestris 625. — II, 531.
— — *var.* biennis 625.
— Cheiranthus 467.
— chinensis 499.
— elongata 848.
— — *var.* integrifolia 848.
— gongyloides *L.* II, 527.
— incana *Ten.* 484.
— juncea 584.
— Napus *L.* II, 568, 827. — P. II, 382.
— oleracea *L.* 425, 484. — II, 286, 527, 581, 546, 568, 827. — P. 161, 176.
— Rapa 418, 527. — II 531, 546, 628, 629.
— — *var.* campestris 418.
Braueriella phillyreae *Fr. Löw* II, 578.
Brauneria paradoxa *Nort.** II, 222.
Braunfelsia enervis (*Dz. Mb.*) *Par.* 258.
— scariosa (*Wils.*) *Par* 258.
Bravaisia grandiflora *Donn. Sm.** II, 212.
Braya cachensis *Speg.** II, 168.
— glabella II, 440.
Braya glebaria *Speg.** II, 168.
— lycopodioides *Speg.** II, 168.
— patagonica *Speg.** II, 168.
— pectinata *Speg.** II, 168.
— pycnophylloides *Speg.** II, 168.
— rosea 491.
— sinensis 491.
— uniflora 491.
Brebissonia II, 601.
Brehmia spinosa II, 827.
Bremia Lactucae *Regel* 84, 82. — II, 875, 878.
Brexia madagascariensis *Thouars* 704, 709. — II, 207.
Brickellia hebecarpa P. 184.
Bridelia cathartica 558.
Bridgesia 565.
Brigantiella pallida *P. Henn.** 140.
Brillantaisia Borellii *Lind.** II, 212.
Briquetia *Hochreut.* N. G. 690. — II, 180.
— ancylocarpa *Hochreut.** II, 180.
Brittonastrum 521.
— betonicoides *(Lindl.) Briq.** 522. — II, 281.
— breviflorum *(A. Gray) Briq.** 522. — II, 281.
— Greenei *Briq.** II, 281.
— neo-mexicanum *Briq.** II, 281.
— pallidum *(Lindl.) Briq.** II, 281.
— Pringlei *Briq.** II, 281.
Briza ambigua *Hack.** II, 148.
— maxima P. 112.
Brochoneura usambarensis *Warb.* II, 862.
Brodiaea 528, 649. — II, 670.
— capitata 681.
Brodiaea capitata *Benth.* II, 669.
— capitata *Meeh.* 647.
Bromelia 616. — II, 55.
— fastuosa 642.
— vittata II, 272.
Bromeliaceae 841, 540, 601, 618, 614, 615, 616, 617, 642. — P. 174.
Bromus 892. — P. 100, 118, 121. — II, 402, 412.
— arvensis 899, 447. — P. 112. — II, 876.
— asper P. 100. — II, 412.
— auleticus P. 189, 208.
— Benekeni *(Lange) Asch. et Gr.** II, 148.
— brachyphyllus *Merrill** II, 148.
— brachystachys P. 112.
— ciliatus 456.
— dertonensis *All.* II, 149.
— erectus *Huds.* II, 505.
— inermis P. 100. — II, 412.
— interruptus 467.
— macrostachys 408.
— madritensis P. 112.
— Moellendorfianus *Aschs. et Graebn.** II, 148.
— mollis P. 102.
— pacificus 459.
— racemosus 402.
— Reimannii *Aschs. et Graebn.** II, 148.
— secalinus 897. — P. 112.
— sterilis 418. — P. 102.
— tectorum 847, 398, 418.
— vernalis *Brandis* II, 148.
Brosimum galactodendron II, 898.
Brothera 284.
Broussonetia 618. — II, 872.
— papyrifera *Vent.* II, 470, 645, 864, 865.
Browallia demissa 530.

Digitized by Google

Brownleea *Harv.* 652.
Brucea antidysenterica II, 54.
— tenuifolia *Engl.** 548. — II, 206.
— sumatrana II, 48.
Bruckmannia subcalathifera II, 788.
Bruguiera caryophylloides 548.
— eriopetala 548.
— gymnorhiza 548.
Brunchorstia *Erikss.* 41.
Brunella alba *Pall.* II, 475.
— bicolor 426.
— vulgaris *L.* II, 486, 471, 488.
Bruniaceae 613, 614.
Bryobia Ribis *Thomas* II, 588.
Bryobrittonia *Williams* 240.
Bryonia II, 648.
— alba *L.* II, 568.
— dioica *L.* 489. — II, 478, 568.
— glandulosa 616.
Bryophyllum calycinum *Salisb.* II, 16.
— crenatum 675.
Bryopsis II, 98, 684.
— plumosa II, 118.
Bryopteris Madagassus *Steph.** 286, 260.
Bryum 212, 218, 214, 228.
— — *subgen.* Bryotypus 218.
— — *sect.* Cladodium 218, 228.
— — *sect.* Eubryum 218. 228.
— — *subgen.* Ptychostomum 218, 228.
— — *sect.* Arctobryum 218, 228.
— — *sect.* Euptychostomum 218, 228.
— acutiforme *Limpr.** 255.
— acutum *Lindb.* 458.
Bryum affine 229, 282.
— agattuense *Card. et Ther.** 255.
— alpinulum *Besch.* 285.
— alpinum 229.
— — *var.* calcigenum *Podp.* 229.
— — *var.* compactum *Podp.* 229.
— — *var.* contextum *Podp.* 229.
— — *var.* eualpinum *Podp.* 229.
— — *var.* moldavicum *Podp.* 229.
— — *var.* piliferum *Podp.* 229.
— — *var.* viride *Husnot* 229.
— amblystegium *Ryan** 255.
— arctogeum *Hag.** 255.
— argenteum 229.
— — *subsp.* inundatum *Podp.* 229.
— — *subsp.* insigne *Podp.* 229.
— — *subsp.* candidum *Vel.* 229.
— aristatum *Hag.** 255.
— ateleostomum *Card. et Ther.** 255.
— atropurpureum *Wahlbg.* 215, 229.
— badium 229.
— balanocarpum *Besch.* 284.
— bimum 229.
— — *var.* genuinum *Podp.* 229.
— — *var.* longicolle *Warnst.* 229.
— — *var.* rupestre *Podp.* 229.
— — *var.* Vilhelmi *Podp.* 229.
— Blindii *Br. eur.* 219.
— bohemicum 229.
— boreum *Hag.** 255.
— caespiticium 217, 229.
Bryum caespiticium *var.* angustirete *Podp.* 229.
— — *var.* arenaceum *Podp.* 229.
— — *var.* Joannis *Podp.* 229.
— — *var.* longicolle *Podp.* 229.
— — *var.* rupestre *Podp.* 229.
— — *var.* siluricum *Podp.* 229.
— — *var.* transiens *Podp.* 229.
— — *var.* typicum *Podp.* 229.
— calophyllum *Brown* 458.
— capillare *L.* 224, 229, 286.
— — *subspec.* acutifolium *Podp.* 229.
— — *subspec.* basalticum *Podp.* 229.
— — *subspec.* cenomanicum *Podp.* 229.
— — *subspec.* erythroneurum *Podp.* 229.
— — *subspec.* graniticum *Podp.* 229.
— — *subspec.* macrocarpum *Hüben.* 229.
— — *subspec.* ovoideum *Podp.* 229.
— — *subspec.* platyloma *Schpr.* 229.
— — *subspec.* rubrum *Podp.* 229.
— — *subspec.* rupestre *Podp.* 229.
— — *subspec.* siluricum *Podp.* 229.
— — *f.* Lindavii *Loeske** 224.
— capillare flaccidum *B. S.* 242.
— cirratum 229.
— — *subspec.* Prokopii *Podp.* 229.
— claviger *Kaur.* 281.

Digitized by Google

Bryum (Brachymenium) columbicum *Salm.* 247.
— conspicuum 229.
— crassirameum *Ren. et Card.* 281.
— — *var.* Covillei *Ren. et Card.** 281.
— cratoneurum 229.
— cyclophyllum 229.
— cylindrico - arcuatum *Card. et Ther.** 255.
— Decaisnei *Dz. Mb.* 258.
— — *var.* subramosum *Fl.* 258.
— dolomiticum *Kaur.** 255.
— drepanocarpum *Card. et Ther.** 255.
— Dusenii *Arnell* 458.
— Duvalii 218, 229.
— — *var.* obtusatum *Card. et Ther.** 218.
— elegans *Nees* 229, 458.
— — *var.* carinthiacum *Breidl.* 458.
— — *subspec.* Ferchelii *Breidl.* 229.
— — *subspec.* fragile *Vel.* 229.
— erythrocarpum 229.
— erythrinum *Mitt.* 258.
— eubrutilum *Limpr.** 255.
— euryloma *Card. et Ther.** 281, 255.
— Fouta - Djalloni *Par.** 286, 255.
— Fridtzii *Hag.** 255.
— Funkii 229.
— — *subspec.* erectum *Podp.* 229.
— — *subspec.* longipilum *Podp.* 229.
— — *subspec.* rotundatum *Podp.* 229.
— furvum *Hag.** 255.
— fuscum 229.
— gilvum *Hag.** 255.
— globosum 247.
— groenlandicum *Arnell* 458.
Bryum Harrimani *Card. et Ther.** 255.
— heterogynum *Card. et Ther.** 255.
— homalobolax *C. Müll.* 285.
— intermedium *Brid.* 458.
— — *var.* brevicolle *Podp.* 229.
— — *var.* hydrophilum *Podp.* 229.
— intermedium *W. M.* 219, 229.
— Jan Mayense *Arnell* 458.
— Kunzei *Hoppe et Hornsch.* 229.
— lacustre *Bland.* 224.
— laurentianum *Card. et Ther.** 255.
— lepidum *Hag.** 255.
— leptodictyon *Card. et Ther.** 255.
— limosum *Hag.** 255.
— marginatum 229.
— microstegium *Schpr.* 219.
— Mildeanum 217, 229.
— minus *Arnell* 458.
— misandrum *Hag.** 255.
— mucronigerum *Card. et Ther.** 255.
— Muehlenbeckii 229.
— murale 229.
— mutilum *Hagen** 255.
— nigricans *Kaur.** 255.
— nitens *Hook.* 258.
— nitidulum *Lindb.* 458.
— Notarisii *Mitt.* 287.
— oxystegium *Hag.** 255.
— pallens 218, 229.
— — *subspec.* arcuato-cylindricum *Podp.** 229.
— pallescens 229.
— — *subspec.* contextum *Hppe. et Hornsch.* 229.
— — *subspec.* cylindricum *Podp.* 229.
— pendulum 229.
— — *subspec.* pallidum *Podp.** 229.
Bryum pendulum *subspec.* siluricum *Podp.** 229.
— proligerum *(Lindb.) Kindb.* 282, 288.
— proprium *Hag.** 255.
— pseudostirtoni *Card. et Ther.** 255.
— pseudotriquetrum 229, 282.
— — *var.* compactum *Br. eur.* 229.
— — *var.* corconticum *Podp.** 229.
— — *var.* crassisetum *Podp.** 229.
— — *var.* gracilescens *Schpr.* 229.
— — *var.* latifolium *Lindb.* 229.
— — *var.* longipilum *Podp.* 229.
— — *var.* pseudoduvalii *Podp.* 229.
— pumilum *Ryan** 255.
— Romöense *Jaap** 224, 255.
— rubens *Mitt.* 224.
— saxatile *Hag.** 255.
— Schleicheri 229.
— sinuosum *Ryan** 255.
— stenodon *Hag.** 255.
— subargenteum *Hpe.* 285.
— subgracilescens *Ren. et Par.** 286, 255.
— subnitidulum *Arnell* 458.
— torquescens 229.
— Treleasei *Card.** 256.
— trichopodium *Hag.** 256.
— turbinatum 229.
— Velenovskyi 229.
— versisporum 215.
— Vilhelmi *Podp.* 229.
— Warneum *Bland.* 224.
— Williamsii *Philib.* 283.
— Winkelmanni *R. Ruthe* 227.

Digitized by Google

Bryum (Eucladodium) Zemliae *Arn.et Jäderh.** 214, 256.
Buchanania II, 46.
— latifolia *Roxb.* II, 40.
Buchnera crassifolia 560.
— multiflora 560.
— rungwensis 561.
Buckleya II, 296.
— quadriala II, 296.
Buddleia brasiliensis 589.
— paraguariensis *Chod.** 589. — II, 281.
— vetula 589.
Buettneriaceae 686, 665.
Buffonia Duvaliouvii 481.
Bulbine asphodeloides 558, 647.
— — *var.* filifolioides 558, 647.
— Bachmanniana *Schz.** II, 152.
— longifolia *Schz.** II, 152.
— namaensis *Schz.** II, 152.
— nigra *Schz.** II, 152.
Bulbochaete II, 88.
— minuta *West** II, 188.
— spirogranulata *West** II, 188.
Bulbocodium vernum 625.
Bulbophyllum II, 157.
— bidentatum *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— bracteatum *Bail.** II, 157.
— Bowkettae *Bail.** II, 157.
— cantagallense *(Barb. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— glutinosum *(Barb.Rodr.) Cogn.** II, 157.
— Humblotianum *Krzl.** II, 157.
— intermedium *Bail.** II, 157.
— laciniatum *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— malachadenia *Cogn.** II, 157.
Bulbophyllum nemorosum *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— ochraceum *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— oxypterum 558.
— plumosum *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— quadricolor *(B. Rodr.) Cogn.** II, 157.
— radicans *Bail.** II, 157.
— Schimperianum *Krzl.** II, 157.
— Toressae *Bail.** II, 157.
— vittatum *Rchb. f.* II, 157.
— Warmingianum *Cogn.** II, 157.
Bulgariaceae 7, 12, 28.
Bulgariopsis *P. Henn.* N. G. 25, 140.
— Moellerianus *P. Henn.** 25, 140.
— scutellatus *P. Henn.** 25, 140.
— viridiflavus *P. Henn.** 25, 140.
Bullaria *DC.* 42.
Bulliardia 612.
Bunchosia pallescens *Skottsbg.** 537.
Bunias orientalis 418.
Bunium 628.
— alpinum *W. K.* 628.
— corydalinum *DC.* 628.
— montanum *Koch* 628.
— nivale *Boiss.* 628.
— petraeum *Ten.* 628.
Buphane disticha 558.
Buphthalmum grandiflorum 474.
— salicifolium *L.* 415, 416. — II, 478.
Bupleurum 610, 617.
— affine 489.
— aristatum 427.
— baldense 489.
— brevicaule 892.
— Candollei 500.
— commelynoideum *Boissieu** II, 207.
Bupleurum croceum 892.
— falcatum 407, 489, 457, 500, 508.
— Gerardi 489.
— longeradiatum 500, 501.
— longicaule 500.
— longifolium 411, 432, 485.
— multinerve 508.
— nodiflorum 892.
— ranunculoides P. 185, 198.
— rotundifolium 489, 466.
— sachalinense 508.
— scorzoneraefolium 501.
— tenuissimum 897.
— triradiatum 508.
Burkea africana 559.
Burmannia Dalzelii *Rendle** II, 146.
— tenella 564.
Burmanniaceae 642. — II, 146.
Burrillia 104.
— Echinodori *Clint.** 140.
Bursa gracillima *Borb.** 676.
— grandiflora × rubella 676.
— pastoris (*L.*) 428, 676.
— — *var.* evonymocarpa *Murr* 428.
Bursera II, 70.
— gummifera II, 70.
— freriona *Birdwood* II, 72.
Burseraceae 540, 613, 616. — II, 166.
Bussea *Harms* N. G. II, 178.
— massaiensis *(Taub.) Harms** II, 178.
Butayea congolana 656.
Butea frondosa *Roxb.* II, 40.
Buthotrephis II, 137.
— divaricata *White** II, 137, 779.
— Newlini *White** II, 187.
— speciosa *White* II, 779.

Digitized by Google

Butomaceae 609, 610, 642.
Butomus umbellatus II, 499.
Butterbacillus 288.
Butyrospermum *Parkii Kotschy* II, 828, 880.
Buxaceae 665.
Buxbaumia aphylla 210.
— indusiata *Brid.* 210 217, 228.
— javanica 211.
— Piperi *Bert.* 288.
Buxus 618.
— balearica 481.
— sempervirens *L.* II, 568. — P. 175.
Byblis gigantea *Lindl.* 888, 562, 617, 688.
Byrsonima coriacea 584.
— lucidula *Hub.** II, 180.
— Niedenzuiana *Skottsbg.** 587.
— spicata P. 157.
Bythotrephis II, 772.
— impudica *Hall* II, 772.
— palmata *Hall* II, 772.
— ramosa *Hall* II, 772.

Cabomba 611.
Cacalia auriculata 501.
— hastata 501.
— sulcata *Fernald** II, 222.
Cachrys P. 117.
— pteroclaena P. 117, 205.
Cactaceae 849, 526, 582, 585, 589, 540, 601, 610. 614, 615, 665. — II, 166, 624. — P. 151.
Cactus II, 507.
Cadalvena spectabilis 553.
Cadia II, 175.
Caeoma Abietis-pectinatae 170. — II, 404.
— Arracacharum *Lindr.* 117. — II, 899.
— Arundinae *Racib.* II, 868.
— Chelidonii II, 895.
— Coronariae *P. Magn.* 118.
Caeoma fraxinatum *Lk.* 106.
— Laricis II, 895.
— luminatum 88.
— Mercurialis 115. — II, 895.
— pedatatum *Schw.* II, 408.
— pinitorquum 115. — II, 895.
Caesalpinia 615. — II, 178, 488.
— Bonducella 548. — II, 49.
— coriaria II, 55, 878. — P. 44, 207. — II, 865.
— dasyrhachis II, 886.
— Erlangeri *Harms** II, 178.
— digyna II, 814.
— Gilliesii 566.
— oligophylla *Harms** II, 178.
— pulcherrima *Sw.* II, 16.
— Sappan II, 55.
Caesalpiniaceae 551, 688. — II, 488.
Cajanus indicus 548, 556. P. 142.
Cajophora patagonica *Gilg et Urb.* II, 180.
— scandens *Mey.* II, 180.
— — *var.* orientalis *Gilg et Urb.* II, 180.
Cakile 516.
— maritima *L.* 464. — II, 589.
Caladium 612, 618, 618. — P. 159.
— bicolor II, 650.
Calamagrostis *Adans.* 860, 896, 618, 645, 646. — P. 204.
— acutiflora 896.
— arenaria II, 591, 668.
— arundinacea 896, 406, 419.
— baltica 896.
— epigeios 646.
— epigeios × arundinacea 896.
— epigeios × lanceolata 896, 646.
Calamagrostis Halleriana *P. B.* 860, 896, 408.
— — *var.* rivalis 860, 646.
— Halleriana × epigeios 860.
— Halleriana × varia 646.
— Hartmanniana 896, 400.
— Hieronymi *Hack.** II, 148.
— lanceolata 896, 897, 416, 478, 646.
— — *var.* hypacrathera 646.
— lanceolata × arundinacea 896.
— litorea 860, 404, 645.
— — *var.* micrantha 646.
— Neumaniana 646.
— Pittieri *Hack.** II, 148.
— Prahliana 646.
— rigens *Lindgren* 646.
— sclerantha *Hack.** II, 148.
— varia *Link* 419, 646.
— villosa *Mutel* 896.
Calamintha Acinos 419, 518.
— chinensis 502.
— granatensis 481.
— grandiflora *Mönch* II, 476.
— officinalis 489.
— silvatica 428.
— subnuda *Host* II, 281.
Calamitopsis *v. d. Marck* II, 786.
Calamopityeae II, 765.
Calamopitys *Unger* II, 765. 765.
— annularis *Unger* II, 766.
— Beinertiana *(Goepp.) Scott.* II 765, 766.
— fascicularis *Scott.** II, 765.
— Saturni *Unger* II, 766.
Calamus 615, 654. — P. 157.
— bacularis *Becc.** II, 162.
— Barteri *Becc.** II, 161.

Digitized by Google

Calamus borneensis *Becc.** II, 161.
— Bousigonii *Pierre** II, 161.
— brachystachys *Becc.** II, 161.
— Burckianus *Becc.** II, 161.
— corrugatus *Becc.** II, 161.
— Cumingianus *Becc.** II, 161.
— cuspidatus *Mann et Wendl.* II, 162.
— dealbatus *Hort.* II, 162.
— digitatus *Becc.** II, 161.
— dilacer atus *Becc.** II 161.
— dimorphacanthus *Becc.** II, 161.
— dongnaiensis *Pierre** II, 161.
— erioacanthus *Becc.** II, 162.
— ferrugineus *Becc.** II, 162.
— filiformis *Becc.** II, 162.
— formosanus *Becc.** II, 161.
— gonospermus *Becc.** II, 161.
— grandiflorus *P. de Beauv.* II, 162.
— Harmandii *Becc.** II, 162.
— Henryanus *Becc.** II, 161.
— Heudelotii *Becc.** II, 161.
— hispidulus *Becc.** II 161.
— Hookeri *Wendl. et Mann* II, 162.
— jaboolam *Bail.** II, 162.
— javensis *Bl.* II, 162.
— kandariensis *Becc.** II 161.
— laevis *Mann et Wendl.* II, 162.
— Leprieuri *Becc.** II, 161.
Calamus Mannii *H. Wendl.* II, 162.
— mattanensis *Becc.** II, 162.
— maximus *Reinw.* II, 162.
— microcarpus *Becc.** II, 161.
— Moseleyanus *Becc.** II, 161.
— moti *Bail.** II, 162.
— mucronatus *Becc.** II, 161.
— muricatus *Becc.** II, 162.
— myriacanthus *Becc.** II, 161.
— nematospadix *Becc.** II, 161.
— opacus *M. et Wendl.* II, 162.
— optimus *Becc.** II, 162.
— pachystemonus *Thev.* II, 161.
— parvifolius *Vidal* II, 162.
— Perrottetii *Becc.** II, 161.
— pilosellus *Becc.** II, 161.
— Ridleyanus *Becc.** II, 161.
— rudis *Becc.** II, 161.
— salicifolius *Becc.** II, 161.
— sarawakensis *Becc.** II, 161.
— scabridulus *Becc.** II, 161.
— Schweinfurthii *Becc.** II, 161.
— secundiflorus *P. de Beauv.* II, 162.
— secundiflorus *S. Schweinf.* II, 161.
— siamensis *Becc.** II, 161.
— spiniflorus *Becc.** II, 161.
— subinermis *Wendl.** II 161.
— trinervis *Hort.* II, 162
— Verschaffeltii *Hort.* II, 162.
Calamus Vidalianus *Becc.** II, 161.
— Zollingeri *Becc.** II, 161.
— zonatus *Becc.** II, 162.
Calandrinia acaulis 566.
— canescens 566.
— chubutensis *Spegazz.** II, 199.
— cymosa 527.
— demissa 566.
— dianthoides 566.
— grandiflora 698.
— — *var.* discolor 698.
— leucotricha 566.
— macrocarpa *Spegazz.** II, 199.
— patagonica *Speg.** II, 199.
— pilosiuscula 397, 401.
— picta 566.
— rupestris 566.
— saxifraga 566.
— splendens 566.
Calanthe II, 783.
— masuca 500.
— silvatica *Lindl.* II, 157.
— Volkensii *Rolfe** II, 157.
Calathea 613. — II, 155.
— achira *(Poepp. et Endl.) Peters.* II, 154.
— Ackermannii 355.
— aemula 355.
— affinis 355.
— albicans 355, 649.
— albo-vaginata *(K. Koch) K. Sch.* 355. — II, 154.
— alluia 355.
— altissima 355.
— amplissima 355.
— angustifolia 355.
— applicata 355.
— (Thalia) argentea 355.
— argyraea 355.
— bachemiana 355.
— baraquinii 355.
— barbata 355.
— bella 355.
— bellula 355.
— blanda 355.

Digitized by Google

Calathea brasiliensis 855.
— brevipes 855.
— brunnescens (*K. Koch*) *K. Sch.* 855. — II. 154.
— Bullii *K. Sch.** II, 154.
— capitata (*Ruiz et Pav.*) *Lindl.* 564. — II, 154.
— cardiophylla *K. Sch.** II, 154.
— cataractarum *K. Sch.** II, 154.
— casupito 855.
— chimborazensis 855.
— chrysoleuca 855.
— colorata 855.
— comosa 855.
— comosa (*Linn. f.*) *K. Sch.** 855. — II, 154.
— conferta *Bth.* II, 156.
— crocata *E. Morr.* 855, 585, 649.
— cyclophora 855.
— cylindrica 855.
— dasycarpa *Donn.-Smith* II, 154.
— densa 855.
— dicephala 855.
— divaricata *Rusby** II, 154.
— Donnell-Smithii *K. Sch.** II, 158.
— eburnea 855.
— Eichleri 855.
— elliptica (*Rosc.*) *K. Sch.** II, 154.
— eximia 855.
— exscapa 855.
— fasciculata *Prsl.* II, 155.
— flavescens (*Lindl.*) *Sweet* II, 154.
— Gardneri 855.
— Glaziovi 855.
— grandiflora (*Rosc.*) *K. Sch.** 855. — II, 154.
— grandifolia 564.
— grandis 855.
— hieroglyphica 855.
— humilis 855.
— insignis 855.
— Kappleriana 855.
Calathea lanata 855.
— lasiostachya 855.
— lateralis 855.
— latifolia 855.
— laxa *Poepp. et Endl.* II, 155.
— Legrelleana *Reg.* 855. — II, 154.
— Lehmannii *K. Sch.** II, 154.
— leonia 855.
— leopardina 855.
— leucostachys 855.
— Lietzii 855.
— Lindbergii 855.
Lindeniana 855.
— Lindmannii *K. Sch.** II, 154.
— littoralis 855.
— longibracteata 855.
— longifolia 855.
— lutea 855.
— macrosepala *K. Sch.** II, 154.
— (Maranta) Makoyana 855.
— mandioccae 855.
— Mannii *Bth.* II, 156.
— Mansoi 855.
— medio-picta 855.
— metallica 855.
— micans 855.
— microcephala 855.
— mirabilis 855.
— myrosma 855.
— Neoviedii 855.
— nigro-costata 855.
— nobilis 855.
— oblonga 855.
— Oppenheimiana *Morren* II, 154.
— orbiculata *Lodd.* II, 154.
— ornata 855.
— ovata 855.
— pachystachya 855.
— pacifica 855.
— pavonii 855.
— pavonina 855.
— Pearcei 855.
— peruviana 855.
Calathea Petersenii *Eggers** II, 154.
— picta 855.
— picturata 855.
— Pittieri *K. Sch.** II, 154.
— polystachya *K. Sch.** II, 154.
— princeps 855.
— propinqua 855.
— pulchella 855.
— rhizantha *K. Sch.** II, 158.
— Riedeliana (*F. Didr.*) *K. Sch.** 855. — II, 154.
— Rodeckiana 855.
— roseopicta 855.
— rotundifolia 855.
— Rossii 855.
— rufibarba 855.
— sciuroides 855.
— sclerobractea *K. Sch.** II, 158.
— Sellowii 855.
— Sodiroi 855.
— sphaerocephala *K. Sch.** II, 154.
— splendida 855.
— straminea 855.
— strobilifera 855.
— subtilis 855.
— taeniosa 855.
— trinitatis *K. Sch.** II, 154.
— truncata (*Lk.*) *K. Sch.** 855. — II, 154.
— umbrosa 855.
— undulata 855.
— vaginata 855.
— varians 855.
— variegata 855.
— Veitchiana 855.
— velutina 855.
— vera pax 855.
— villosa 855.
— violacea 855.
— virginalis 855.
— vittata 855.
— Wallisii 855.
— Warscewiczii 855.
— Widgrenii 855.

Digitized by Google

Calathea Wiotii 355.
— zebrina 355.
— zingiberina 355.
Calcarisporium griseum *Speg.** 140.
Calceolaria ericoides 530.
— glutinosa 530.
Calea Bakeriana *Chod.** II, 222.
— cuneifolia II, 222.
— — *var.* paraguariensis *Bak.* II, 222.
— formosa *Chod.** II, 222.
— nitida *Chod.** II, 222.
Calendula II, 309, 310.
— arvensis *L.* II, 470, 519.
— officinalis 398. — II, 470, 652.
Calimeris altaica 501. — P. 189.
— hispida 501.
— incisa 501.
— integrifolia 501.
Callianthemum cachemirianum 491.
Calliandra portoricensis II, 511.
Callicarpa americana II, 443.
— longifolia II, 443.
— Reevesii II, 443.
Callicephalus nitens 440.
Callichilia *Stapf* N. G. II, 213.
— Barteri *(Hook. f.) Stpf.** II, 213.
— inaequalis *(Pierre) Stapf** II, 213.
— Mannii *Stpf.** II, 213.
— monopodialis *(K. Sch.) Stapf** II, 213.
— subsessilis *(Benth.) Stapf** II, 213.
Calliergidium *Ren.* 252.
Calligonum II, 293.
Calliguaya integerrima 566.
Callipeltis II, 308.
Callipteridium Dawsonianum II, 781.
— odontopteroides II, 781.
Callipteris II, 781.
— conferta II, 781.
Callirhytis glandium *Gir.* II, 579.
— Marianii *Kieff.** II, 542, 543, 545.
— Meunieri *Kieff.** II, 545.
Callistemon II, 440.
Callistephus hortensis P. II, 369.
Callithamnion 568. — II, 130.
— corymbosum II, 129.
Callitriche 612.
— stagnalis 401.
— verna II, 441.
Callitris II, 749.
— Heeri *Sap.* II, 750.
— obtusangula 467.
— pedunculata 467.
— rhomboidea 638.
Calloriaceae 27.
Calluna 394, 442.
— vulgaris *Salisb.* 441, 478, 486, 512. — II, 471, 482, 499.
Caltha 610, 617. — II, 464.
— andicola 566.
— minor 466.
— palustris 626. — II, 499, 670. — P. 194.
— radicans 467.
Calocera 29.
Calochortus 506, 526, 647, 648. — II, 670.
— elegans 648.
— — *var.* amoena 648.
— Leichtlini 648.
— luteus 648.
— — *var.* Weedii 648.
— madrensis 648.
— Plummerae 648.
— Purdyi 648.
— striatus *Parish** II, 152.
— umbellatus *Wood* 631. — II, 669.
Calodendron 548.
— Eickii *Engl.** II, 205.
Caloglossa Leprieurii II, 130.
Calonectria 25.
— Blumenaviae *P. Henn.** 25, 140.
— flavida II, 852.
— gigaspora *Massee* II, 896.
— intermixta *P. Henn.** 25, 141.
— Meliae *Zimm.* 44. — II, 364.
Caloneis II, 597.
— taurica *Mer.** II, 607.
Calonyction muricatum II, 466.
Calophaca wolgarica P. 141.
Calophyllum 341. — II, 47, 55.
— inophyllum II, 826, 833.
— spurium II, 826.
Calopogon pulchellus 508.
Calospora Pickeli *Oud. et Rick** 141.
— Vanillae *G. Massee* 37.
Calostilbe *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 141.
— longiasca *(A. Möll.) Sacc. et Syd.** 141.
Calostoma japonicum *P. Henn.** 141.
Calostomataceae 28.
Calothrix II, 95.
— africana *Schmidle** II, 138.
— Goetzei *Schmidle** II, 138.
— Füllebornii *Schmidle** II, 138.
— membranacea *Schmidle** II, 138.
— parietina II, 95.
Calotropis procera 558.
Calvatia caelata *(Bull.) Morg.* 126.
— candida *(Rostk.) Hollós* 126.

Digitized by Google

Calvatia maxima *(Schaeff.) Morg.* 126.
— paludosa *De Toni* 127.
— saccata *(Vahl) Morg.* 126.
Calycanthus P. 168, 188, 198.
Calycera Cavanillesii P. 189.
— — *var.* sinuata P. 189.
— sessiliflora P. 189.
— spinulosa 566.
Calyceraceae II, 220.
Calycocarpus thuoides *Goepp.* II, 741.
Calycotome villosa *Lk.* 484.
— — *var.* inermis *Somm.** 484.
Calymmatotheca II, 784.
Calymnotheca II, 681.
Calymperes batavienseFl.* 258, 256.
— decolorans *C. Müll.* 285.
— — *var.* latifolium *Ren. et Par.* 285.
— disjunctum *Besch.* 235.
— Dozyanum *Mitt.* 258.
— — *var.* macrophyllum *Besch.* 258.
— fasciculatum *Dz. Mb.* 258.
— — *var.* robustum *Fl.** 258.
— hyophilaceum *C. Müll.* 258.
— — *var.* robustum *Fl.* 253.
— javanicum *Fl.** 258, 256.
— megamitrium *C. Müll.* 286.
— perserratum *Broth. et Par.** 286, 256.
— Peulhorum *Par. et Broth.** 286, 256.
— Saigonense *Par. et Broth.** 284, 256.
— tenerum *C. Müll.* 284.
Calymperidium Mülleri *Dz. Mb.* 258.
— — *f.* compacta *Fl.* 258.
Calypogeia *Raddi* 252.
— ericetorum 218, 252.
— fissa 252.
— flagellifera 252.
— Trichomanis *L.* 280.
Calypso borealis 508.
Calyptopogon *Mitt.* 240.
Calyptospora Goeppertiana II, 898.
Calyptothecium tumidum *(Dicks.) Fl.* 258.
Calyptrosphaera *Lohmann* N. G. II, 186.
— globosa *Lohmann** II, 188.
— oblonga *Lohmann** II, 188.
Camarosporellum *F. Tassi* N. G. 182, 141.
— Eucalypti *(Wint.) F. Tassi** 141.
— nervisequum *F. Tassi** 141.
Camarosporium alpinum *Speg.* 141.
— Ampelopsidis *F. Tassi* 141.
— Amorphae *P. Henn.** 141.
— andinum *Speg.** 141.
— astericolum *Ell. et Barthol.** 141.
— Buddleiae *F. Tassi* 141.
— Calophacae *P. Henn.** 141.
— Caprifolii *Brun.* 141.
— Cneori *Pass.* 141.
— Crataegi *Oud.** 141.
— cruciatum *Fuck.* 141.
— Eucalypti *Wint.* 141.
— Hederae *Ell. et Ev.* 141.
— Helichrysi *Pass.* 141.
— macrosporum 141.
— — *f.* Deutziae *F. Tassi* 141.
— Magnoliae *Shear** 28, 141.
Camarosporium Mali *Ell. et Ev.* 141.
— Nandinae *F. Tassi* 141.
— Negundinis *Ell. et Ev.* 141.
— Passerinii *Sacc.* 141.
— prunifolium *Mc Alp.** 81, 141.
— quercinum *Bon.* 142.
— Rhagodiae *F. Tassi* 142.
— rubicolum *Sacc.* 142.
— staurophragmium *F. Tassi* 142.
— Teucrii *Celotti* 142.
— Tiliae *Sacc. et Penz.* 142.
— Ulmi *E. et D.* 142.
Camarosporulum *F. Tassi* N. G. 182, 141.
— aequivocum *(Pass.) F. Tassi** 141.
— alpinum *(Speg.) F. Tassi** 141.
— Ampelopsidis *(F. Tassi) F. Tassi** 141.
— Buddleiae *(F. Tassi) F. Tassi** 141.
— Caprifolii *(Brun.) F. Tassi** 141.
— Cneori *(Pass.) F. Tassi** 141.
— cruciatum *(Fuck.) F. Tassi** 141.
— Deutziae *(F. Tassi) F. Tassi** 141.
— Hederae *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 141.
— Helichrysi *(Pass.) F. Tassi** 141.
— Mali *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 141.
— Nandinae *(F. Tassi) F. Tassi** 141.
— Negundinis *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 141.
— Passerinii *(Sacc.) F. Tassi** 141.
— Phaceliae *(C. et Harkn.) F. Tassi** 141.
— polymorphum *(De Not.) F. Tassi** 142.

Digitized by Google

Camarosporulum quercinum *(Bon.) F. Tassi** 142.
— Rhagodiae *(F. Tassi) F. Tassi** 142.
— rubicolum *(Sacc.) F. Tassi** 142.
— staurophragmium *(F. Tassi) F. Tassi** 142.
— Teucrii *(Celotti) F. Tassi** 142.
— Tiliae *(Sacc. et Penz.) F. Tassi** 142.
— Ulmi *(E. et D.) F. Tassi** 142.
— viticolum *(Cke. et Harkn.) F. Tassi** 142.
Camassia 648.
— Suksdorfii *Greenm.** II, 152.
Camelina sativa *Cr.* 418, 467. — II, 531.
Camellia japonica II, 565. — P. 152, 178.
— Theae P. — II, 565.
Camillea turbinata *(Berk.) Speg.* 537.
— — *var.* obpatellata *Starb.** 537.
Campanula 612, 613, 625, 666, 667. — II, 613.
— Allionii *All.* II, 478.
— aparinoides 508.
— atlantica 481.
— Baileyi *Eastw.** II, 220.
— carnica II, 322.
— carpatica 436.
— dichotoma II, 510.
— Erinus *L.* 473. — II, 524.
— Fritschii *Witasek** II, 220.
— glomerata 457, 474, 501, 508.
— — *var.* sparsiflora 474.
— grassatensis *Witasek** II, 220.
— lasiocarpa 459.
— latifolia 407, 432.
— mirabilis 666.
Campanula patula 413. — P. 118.
— punctata 501.
— pusilla 419. — II, 322.
— pyramidalis *L.* II, 478.
— rapunculoides 398, 508. — II, 613.
— Rapunculus *L.* 418. — II, 524.
— rotundifolia *L.* 404, 481, 508. — II, 322, 471, 482, 483, 499, 531, 586.
— Scheuchzeri II, 322.
— silenifolia 457.
— stylocampa *Eastwood** II, 220.
— thyrsoidea 430.
— Trachelium *L.* 431, 456. — II, 519.
— uniflora 459. — II, 440.
— Willkommii *Wit.** II, 220.
Campanulaceae 508, 548, 609, 614, 616, 620, 660, — II, 220, 491, 497. — P. 121.
Campanulales 637.
Campanulatae 638.
Campelia zanonia 565.
Campsotrichum elegans *Penz. et Sacc.** 142.
Camptochaete *Reichh.* 245.
— Bateana *C. Müll.* 245.
— Beckettii *Broth.* 245.
— brisbanica *C. Müll.* 245.
— campylochaete *C. Müll.* 245.
— dendroclada *C. Müll.* 245.
— excavata *(Tayl.) Jaeg.* 241.
— flagellulifera *Broth.* 245.
— longicaudata *C. Müll.* 245.
— nanodendra *C. Müll.* 245.
— squamosula *C. Müll.* 245.
— spurio-deflexa *C. Müll.* 245.
Camptodium *Fée* II, 717.
Camptosema nobile *Lindm.* II, 484.
Camptosorus rhizoyhyllus *(L.) Lk.* II, 681, 697, 720.
— rhizophyllus × Asplenium ebeneum II, 720.
Camptothecium aureum *(Lag.) Br. eur.* 237.
— lutescens 218.
— nitens *(Schreb.) Schpr.* 223.
Campturatea *v. Tiegh.* N. G. II, 183.
— agrophylla *v. Tiegh.* 184.
— cinerea *v. Tiegh.* 184.
— elliptica *(A. Rich.) v. Tiegh.* 184.
— ilicifolia *(P. DC.) v. Tiegh.* 184.
— Leblondii *v. Tiegh.** II, 183.
— persistens *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 184.
— revoluta *(Wright) v. Tiegh.* 184.
— semiserrata *(Mart. et Nees) v. Tiegh.* 184.
— spinulosa *(Urb.) v. Tiegh.* 184.
— striata *v. Tiegh.* 184.
Campylium Halleri 220.
— hispidulum 220.
— Sommerfeltii 220.
Campylocereum *v. Tiegh.* N. G. II, 184.
— striatum *v. Tiegh.** II, 184.
— Zollingeri *v. Tiegh.* II, 184.
Campylochnella *v. Tiegh.* N. G. II, 183.
— angustifolia *(Engl. et Gilg) v. Tiegh.* II, 183.
— arenaria *(Wild. et Dur.) v. Tiegh.* II, 183.
— Thollonii *v. Tiegh.** II, 183.
Campylodiscus II, 600.
— Balatonis *Pant.** II, 607.

Digitized by Google

Campylodiscus hispidus *Pant.** II, 607.
— Peisonis *Pant.** II, 607.
Campyloneuron phyllitidis II, 722.
Campylophora australiana *(F. v. Muell.) v. Tiegh.** II. 183.
Campylopus 284.
— atrovirens 289.
— — *var.* gracilis *Dixon** 239.
— Blumii *Br. jav.* 284.
— brevipilus *Br. eur.* 214.
— Cambouei *R. C.* 285.
— cataractarum *Fl.** 258, 256.
— fragilis *(Dicks.)* 217, 287.
— — *var.* gracilis *Schiffn.** 287.
— fulvoviridis *Stirt.** 222, 256.
— Gallienii *Par.* 285.
— — *var.* brevifolius *Ren.* 285.
— Hildebrandtianus (*Broth.*) *Fl.* 258.
— reticulatus *Par. et Broth.** 286, 256.
— Salesseanus *Par. et Broth.** 286, 256.
— subcomatus *R. C.* 285.
— subulatus *Schpr.* 219.
— subvirescens *Ren. et Card.* 235.
— Tullgrenii *Ren. et Card.** 236, 256.
— Verdilloni *Par. et Ren.** 235, 256.
Campylosperma *v. Tiegh.* N. G. II, 184.
— angulatum *(P. DC.) v. Tiegh.** II, 184.
— angustifolium (*Vahl*) *v. Tiegh.** II, 184.
— Baronii *v. Tiegh.** II, 184.
— Beccarianum *(Bart.) v. Tiegh.** II, 184.
Campylosperma borneense (*Barteletti*) *v. Tiegh.** II, 183.
— brevifolium *v. Tiegh.** II, 184.
— Cloiselii *v. Tiegh.** II, 184.
— deltoideum *(Bak.) v. Tiegh.** II, 184.
— Dybovskii *v. Tiegh.** II, 184.
— Hildebrandtii (*Baill.*) *v. Tiegh.** II, 184.
— Humblotii *(Baill.) v. Tiegh.** II, 184.
— laevigatum *(Vahl) v. Tiegh.** II, 184.
— nigrinerve *v. Tiegh.** II, 184.
— obtusifolium *(Lam.) v. Tiegh.** II, 184.
— persicifolium (*Bak.*) *v. Tiegh.** II, 184.
— revolutum *v. Tiegh.** II, 184.
— rubrum *v. Tiegh.** II, 184.
— Rutenbergii *v. Tiegh.** II, 184.
— sumatranum *(Jack.) v. Tiegh.** II, 184.
Campylosteliaceae 246.
Campylostelium *Br. eur.* 240.
Canarina 548.
— abyssinica *Engl.** II, 220.
Canarium II, 55, 70. — II, 826.
— commune *L.* II, 70, 71, 72, 292.
— edule II, 70, 888.
— Mehenbeteni II, 70.
— samoense II, 882.
— strictum II, 70.
— zephyrinum II, 70.
Canavalia 840.
— bonariensis *Lindl.* II, 485.
— ensiformis 548.
Canavalia obtusifolia 548.
— picta *Mart.* II, 486.
Canna 612. — II, 327, 788, 788. — P. 189.
— Brittonii *Rusby** II, 146.
— indica 612.
— lutea 584.
Cannaceae 617, 642, 650. — II, 146.
Cannabis 618. — II, 27, 810, 828.
— chinensis II, 865.
— indica II, 81, 44.
— sativa *L.* 625. — II, 504, 628. — P. 204. — II, 871.
Cantharellaceae 23.
Cantharellus 22.
— aurantiacus 88.
— dovrefjeldiensis *P. Henn. et Kirschst.** 142.
— infundibuliformis *Scop.* 10.
— pulchrifolius *Peck** 142.
Canthium obovatum II, 294.
Capnodiaceae 26.
Capnodiopsis *P. Henn.* N. G. 26, 142.
— mirabilis *P. Henn.** 26, 142.
Capnodium 80, 49.
— Armeniacae *Thüm.* 81.
— Citri *Berk.* II, 871.
— Footii *Berk.* 44. — II, 868.
— javanicum *A. Zimm.** 44, 142. — II, 865, 866.
— salicinum *Mont.* 85. — II, 878, 411.
Capnorea 688.
— californica *(Benth.) Greene** II, 289.
— campanulata *Gr.** II, 289.
— fulcrata *Gr.** II, 289.
— hirtella *Gr.** II, 289.
— incana *Gr.** II, 289.
— lasiantha *Gr.** II, 239.
— leporina *Gr.** II, 289.

Digitized by Google

Capnorea macilenta *Gr.** II, 239.
— nana *Rafin.** II, 289.
— nervosa *Gr.** II, 239.
— pumila *Gr.** II, 239.
— strigosa *Gr.** II, 239.
— villosula *Gr.** II, 289.
— Watsoniana *Gr.** II, 239.
Capparidaceae 550, 610, 616, 667. — II, 22, 166.
Capparis pulcherrima 528.
— Sodada II, 822.
— tomentosa 558.
— Verdickii *Wildem.** II, 166.
Caprifoliaceae 478, 613, 638, 667. — II, 221. — P. 121.
Capsella II, 169. — P. II, 387.
— Bursa-pastoris *L.* 343, 459, 566, 676. — II, 32, 269, 499, 531, 689.
— procumbens 412.
— Thomsoni 491.
Capsicum 370, 531. — II, 36, 79.
— annuum II, 79.
— campylopodium 589.
— microcarpon 589.
— minimum II, 78, 79.
Caragana 615.
— arborescens II, 649. — P. 180, 161, 168, 196. — II, 420.
— frutescens 391.
— pygmaea 492.
Caraipa insidiosa *B. Rodr.** II, 178.
— minor *Hub.** II, 172.
— paraensis *Hub.** II, 172.
— surinamensis *Mart.* II, 52.
Carallia integerrima 543.
Carapa borneensis *Becc.** II, 182.
— guianensis *Aubl.* 605. — II, 861.
— moluccana II, 47.
Carapa obovata II, 296.
Cardamine 612, 614. — II, 439.
— acuminata *Rydb.** II, 168.
— bellidifolia 459. — II, 440.
— Blaisdellii *Eastwood** II, 168.
— callitrichoides *Spegazz.** II, 168.
— chenopodifolia *Pers.* 622.
— corymbosa II, 440.
— cymbalaria *Chod. et Wilcz.** II, 168.
— depressa II, 440.
— hirsuta 625. — II, 440, 441.
— Impatiens 625.
— multifolia *Rydb.** II, 168.
— nasturtioides 566.
— pratensis *L.* 456, 459, 599. — II, 440, 451, 581, 562, 827.
— purpurea 459.
— rostrata 566.
— silvatica 625.
— stellata II, 440.
— trifolia *L.* 432. — II, 451.
Cardiocarpus II, 738.
— indicus *Zeill.** II, 782.
— Sardous II, 738.
Cardiopteris polymorpha II, 745.
— — *var.* rotundifolia II, 745.
Cardiospermum II, 491.
Cardotia *Besch.* 289.
— heterodictya *(Besch.) Card.* 285.
Carduncellus atractyloides *Coss.** 481. — II, 222.
— Battandieri *Cheval. et Burratte** II, 222.
— coeruleus P. 189.
Carduus 615. — II, 783.
— acanthoides 419. — II, 798.
Carduus acicularis 392.
— alpicola *Gillot* 421.
— arabicus 489.
— crispus 419.
— defloratus 406, 414, 416, 419.
— hamulosus 439, 440.
— Macounii *Greene** II, 222.
— nutans *L.* 421, 439, 672.
— ochrocentrus II, 788.
— pycnocephalus 439, 440. — P. 189, 190.
— — *var.* albidus P. 190.
— ruwenzoriensis *Spenc. Moore** II, 222.
— uncinatus 439.
Carex 337, 349, 444, 449, 452, 469, 470, 472, 485, 501, 502, 612, 616, 625, 626, 642, 643. — II, 276, 277, 439, 783, 828. — P. 116.
— acuta 337.
— acutiformis 507.
— adusta 507, 509.
— aenea 507.
— aestivalis 507.
— alata 507, 509.
— albicans 507.
— albolutescens 507, 509.
— alopecoidea 507.
— aquatilis 507, 510.
— arcta 507, 509.
— arctata 507.
— arenaria 625, 626.
— argyrostachys *Lév. et Van.** II, 146.
— aristata 402.
— atrata 507.
— aurea 507, 515.
— axillaris 469.
— Backii 507.
— baldensis *L.* 422.
— Bebbii 507, 509.
— Bicknellii 507, 509.
— Bodinieri *Fr.** II, 146.
— Boenninghauseniana 469.
— Bolanderi 510.

Digitized by Google

Carex Breweri 643.
— bromoides 507, 509.
— brunnescens 507. — II, 147.
— Buekii *Wimm.* 648.
— bullata 507.
— caespitosa P. II, 896.
— canescens 507, 509.
— capillaris 507, 510.
— capitata 459, 507.
— cardioglochin *Lév. et Van.** II, 146.
— castanea 507.
— caulorrhiza *Lév. et Van.** II, 146.
— cephaloidea 507.
— cephalophora 507.
— Chaberti 489.
— chordorhiza 507.
— cinerascens *Kükenth.** 643. — II, 147.
— clavaeiformis 477.
— Comarii *Léveillé et Van.** 643. — II, 146.
— communis 510.
— compacta 459.
— conoidea 507.
— Crawfordii 507.
— crinita 507.
— cristata 507, 509.
— Crowei, 507.
— curaica 456.
— curta 466.
— curvula 473.
— cyperoides 397, 408, 488.
— Davalliana 408.
— Davisii 507.
— debilis 507.
— deflexa 507.
— desertorum *Litwinow** II, 146.
— Deweyana 507, 509.
— digitalis 507.
— digitata 898.
— — *f.* speirostachys 398.
— dioica 419.
— dispalatha *Lév. et Van.** II, 146.
Carex dissiflora *Franch.* 643.
— distans 418, 466.
— eburnea 507.
— echinata 509.
— elachicarpa *Fern.** II, 147.
— elata *All.* 466.
— elongata 898, 434.
— Engelmannii 643.
— exilis 507, 509.
— explens *Kükenth.** 643. — II, 147.
— extensa 397, 408, 427.
— festucacea 507, 509. — P. 106, 189.
— filifolia P. 20, 201.
— filiformis 507.
— flabellata *Lév. et Van.** II, 146.
— flava 507.
— foenea 507, 509. — P. 106, 189.
— folliculata 507.
— formosa 507.
— forsicula *Franch.* 643.
— fuliginosa 643.
— fusca 507.
— Gaudichaudiana *Kth.* II, 147.
— germanica *Richter* 469.
— glareosa 510.
— glauca 427.
— glaucodea 507, 513.
— globularis 401.
— Goodenovii 507.
— gracilis *Curt.* 643.
— gracillima 507.
— Grahami 507.
— granularis 507.
— Grayi 507.
— Grioletii *Roem.* 471, 485.
— grisea 507.
— gymnoclada *Holm.** II, 147.
— gynocrates 507, 509.
— haematostachys *Lév. et Van.** II, 146.
— Hallii 524.
Carex heleonastes 402, 407, 419, 510.
— hirta 466, 507.
— Hitchcockiana 507.
— hongkongensis *Fr.** II, 146.
— Houghtonii 507.
— hystricina 507.
— incurva 496, 626.
— interior 507, 509.
— intumescens 507.
— japonica P. 176.
— katahdinensis 461, 507.
— lagopina 447, 459, 510.
— laxiculmis 507.
— laxiflora 507.
— Leersii 467.
— lenticularis 507.
— leporina 507, 509, 626.
— leptalea 507.
— ligerica 410.
— limosa 407, 408, 507.
— littoralis 507.
— livida 507.
— loliacea 400.
— longirostris 507.
— ludibunda *Gay* 469.
— lupulina 507.
— lurida 507.
— macrochaeta 459.
— magellanica 507.
— Maidenii *Gandog.** II, 147.
— maritima 507.
— Martinii *Lév. et Van.** II, 146.
— Merinoi *Gandog.** II, 146.
— Michauxiana 507.
— micrantha *Kuek.** II, 147.
— microglochin 419.
— mirabilis 507.
— misandra 459.
— montana 899. — P. 196.
— Moorcroftii 496.
— morynensis *Fr.** II, 146.
— Muhlenbergii 507, 515.
— — *var.* enervis 515.
— muricata 507. — P. 108, 191.

Digitized by Google

Carex muskingumensis 509.
— nebraskensis 524. — P. 21, 145.
— nemorosa 418.
— nigro-marginata 507, 515.
— norvegica 507, 510.
— novae-angliae 507.
— oligocarpa 507.
— oligosperma 507.
— ornithopoda 406.
— oronensis *Fernald** 507. — II, 147.
— pallescens 507.
— paludicola *Merino** II, 146.
— panicea 396, 507.
— paniculata 387, 396, 416, 469.
— paniculata × paradoxa 469.
— pauciflora 407, 408, 409, 419, 507.
— pendula 489.
— pedunculata 507.
— peniculacea *Lév. et Van.** II, 146.
— pennsylvanica 507, 510.
— physodes 648.
— pilosa 419.
— pilulifera 417, 507, 510.
— plantaginea 507.
— platyphylla 507.
— polymorpha 507.
— Porteri 508.
— praecox 398, 508, 625. — P. 197.
— prasina 508.
— pratensis 508.
— praticola 509.
— Preslii 524.
— prionophylla *Holm** II, 147.
— pseudo-chinensis *Lév. et Van.** II, 147.
— pseudo-cyperus 508.
— pseudo-strigosa *Lév. et Van.** II, 146.
Carex pseudo-vesicaria *Lév. et Van.** II, 146.
— ptychocarpa 508.
— pubescens 508. — P. 106, 188.
— pulicaris 414, 417, 419.
— pulla *Good.* 449.
— — *var.* asthera *Not.** 449.
— rariflora 508.
— Reichenbachiana *Lév. et Van.** II, 146.
— remota × muricata 469.
— remota × vulpina 469.
— retrorsa 508.
— rigida 407, 447, 459, 466, 496, 508.
— riparia 508.
— rosea 508.
— rostrata 508.
— rotundata 508.
— rupestris *All.* 434.
— sabulosa 496.
— salina 508.
— saxatilis 508.
— scabrata 508.
— Schkuhriana *Lév. et Van.** II, 146.
— Schreberi 625, 626.
— Schweinitzii 508.
— scirpoides 459, 508.
— scoparia 508, 509.
— scopulorum *Holm** II, 147.
— semiplena *Kükenth.** 648. — II, 147.
— seorsa 508, 509.
— setacea 508.
— siccata 508, 509.
— silesiaca *Figert* 469.
— silicea 508, 509.
— silvatica 424.
— soltnensis 510.
— sparganoides 508.
— sparsiflora 398, 407.
— squarrosa 508.
— stellulata 508.
— stenophylla 496.
— sterilis 508, 509.
Carex stipata 508.
— stolonifera *Lév. et Van.** II, 146.
— straminea 509.
— striata 508.
— stricta *Good.* 466, 508. — P. 106.
— strigosa 405.
— styloflexa 508.
— subarctica *Spegazz.** II, 147.
— subulata 508.
— sychnocephala 509.
— tegulata *Lév. et Van.** II, 147.
— tenax *Reuter* 643.
— tenella 400, 508.
— tenera 508, 509.
— tenuiformis *Lév. et Van.** II, 146.
— tenuiflora 510.
— teretiuscula *Good.* 464, 466, 469, 475, 508, 514.
— tetanica 508, 514.
— tomentosa 418.
— torta 508.
— trappistarum *Fr.** II, 146.
— tribuloides 508, 509.
— triceps 508.
— trichocarpa 508. — P. 106, 114, 191.
— trisperma 508, 510.
— Tuckermannii 508.
— typhinoides 508.
— umbellata 508, 510.
— ustulata 496.
— vaginata 508, 510.
— Vaniotii *Lév.** II, 146.
— varia 508.
— vesicaria 508.
— vestita 508.
— virens 418.
— virescens 508.
— vitilis *Fr.* II, 147.
— vulgaris 396.
— vulpina 397.
— vulpinoidea 508.
— Wildenowii 508.
— xanthocarpa 508.

Digitized by Google

Carex xerantica 509.
Carica II, 58, 827.
— Papaya *L.* 540. — II, 49, 888. — P. 198.
— quercifolia 589.
Caricaceae 616, 667. — II, 22.
Cariniana II, 178.
— brasiliensis *Cas.* II, 52.
— domestica *Mart.* II, 52.
— legalis *Mart.* II, 52.
Carissa tetramera *Stpf.** II, 218.
Carlesia *Dunn* N. G. II, 208.
— sinensis *Dunn** 711. — II, 208.
Carlina acaulis II. 21.
— involucrata 481.
— vulgaris 489.
Carludovica jamaicensis *Lodd* 588, 642. — II, 872.
Carmichaelia 564.
Carolinella *Hemsl.* N. G. II, 287.
— Henryi *Hook.** 698. — II, 287.
Carpesium cernuum *L.* II, 478.
Carphotricha Andrieuxi *Tavares** II, 582.
— pupillata *Fall.* II, 572.
Carpinus 489, 613. — II, 296, 758.
— Betulus *L.* 488. — P. 141.
Carpodinus calabericus *Stpf.** II, 218.
— fulva *Pierre** II, 218.
— Gentilii *de Wild.** 551. — II, 214.
— glabra *Pierre** II, 218.
— Jumellei *Pierre** II, 218.
— Klainei *Pierre** II, 218.
— lanceolata II, 888.
— landolphioides *(Hall. f.) Stapf** II, 218.
— leucanthus P. 29.
Carpodinus Schlechteri *K. Sch.** II, 218.
— rufinervis *Pierre** II, 218.
— tenuifolia *Pierre** II, 218.
— trichanthera *Pierre** II, 218.
— turbinata 551.
Carpolithes Brandonianus *Lesq.* II, 746.
— digynia *Zign.** II, 769.
— protophigos *Mass.* II, 769.
Carpotroche brasiliensis II, 49.
Carregnoa humilis 481.
Carteria cordiformis II, 94.
Carthamus glaucus 440.
— lanatus 489, 440.
Cartonema Baileyi *Bail.** II, 146.
Carum P. 116, 190.
— atrosanguineum P. 117, 191.
— Bulbocastanum P. 116.
— buriaticum 500.
— Carvi *L.* 500, 508, 625. — P. 111, 115.
— ferulaefolium 489.
— filicinum *Franch.* II, 208.
— holopetalum 508.
— neurophyllum 508.
— Roxburghianum 548.
— Tanakae *Fr. et Sav.* 508. — II, 208.
Carumbium populneum II, 488, 444.
Carvalhoa macrophylla 557.
Carya amara II, 807.
— antiquorum *Newb.* II, 758.
— tomentosa II, 807.
Caryocaraceae 616.
Caryococcus hypertrophicus II, 126, 265.
Caryophyllaceae 609, 610, 618, 614, 615, 616, 667. — II, 166, 491.
Caryophyllum macrocarpum II, 881.
Caryophyllus aromaticus II, 881, 859, 860.
Caryota *L.* 157.
— ochlandra 499.
Casearia II, 172.
— bahamensis *Urb.** II, 172.
— hirta 584.
— odorata *Macf.* II, 172.
— ramiflora II, 172.
Cassava II, 86.
— Aipi II, 87.
Cassia 616. — II, 15, 465, 488, 484.
— abbreviata *Oliv.* 559. — II, 29.
— absus 558.
— alata *L.* 548. — II, 488.
— aphylla 566.
— Arnottiana 566.
— artensis *Beauv.* II, 175.
— Bartonii *Mans. Bail.** II, 178.
— Beareana *Holmes** II, 178.
— bicapsularis *L.* II, 488.
— chamaecrista *L.* 601. — II, 467, 468.
— Droogmansiana *Wild.** 685. — II, 178.
— fistula 528.
— glandulosa 528.
— goratensis P. 29, 194.
— kethulleana Wild.* 685. — II, 178.
— obovata II, 825.
— occidentalis *L.* 548, 558. — II, 488.
— phaseolites *Ung.* II, 769.
— polyphylla 584.
— reticulata P. 185.
— Roemeriana P. II, 898.
— siamea II, 888.
— Sieberiana II, 828.
— Tora 547, 584. — P. 171.
— Verdickii *Wild.** 685. — II, 178.

Digitized by Google

Cassiope tetragona 459. — II, 440.
Cassytha filiformis *L.* II, 280.
Castalia odorata 600. — II, 305.
Castanea 615. — II, 299. — P. 84, 207. — II, 372.
— castaneaefolia *(Ung.) Kn.* II, 758.
— sempervirens 325.
— vesca *Gaertn.* II, 470.
— vulgaris P. 110, 193.
— — *var.* japonica P. 110, 193.
Castanopsis P. 166, 179.
— armata 543.
Castanospermum australe *Cunningh.* II, 178.
Castilleia 523.
— alpina 595.
— Brooksii *Eastwood** II, 239.
— disticha *Eastw.** II, 239.
— fissifolia 530.
— nana *Eastw.** II, 239.
— pallida 501.
— scabrida *Eastwood** II, 239.
Castilloa 873, 533, 535. — II, 55, 833, 884, 885, 886, 887, 888, 890.
— elastica 873. — II, 832, 885, 886, 888, 892. — P. 137, 155.
Casuarina II, 491.
— equisetifolia 527, 547. — II, 826.
— muricata II, 833.
— quadrivalvis 605.
Casuarinaceae 687.
Catabrosa II, 439.
— algida 447.
— aquatica 397, 400.
Catakidozamia Hopei *Hill* II, 144.
Catalpa II, 862.
— bignonioides II, 442.
— Kaempferi II, 442.
— syringifolia P. 180.
Catananche lutea 620.
Catasetum albo-purpureum *L. Lind.** II, 157.
— bicallosum *Cogn.** II, 157.
— quadridens 651.
— revolutum *Cogn.** II, 157.
— semiroseum *Beck** II, 157.
— spendens *Cogn.* II, 157.
Catastoma *Morg.* 126, 127.
Catha edulis II, 853.
Cathalinea Haussknechtii *(Jur. et Milde)* 215, 228.
— (Psilopilum) Tschuctschica 242.
— undulata *(L.) W. et M.* 228, 237.
— — *var.* polycarpa *Jaap* 228.
Catinula *Lév.* 42.
Cattleya II, 489, 703, 794.
— Brymeriana *Rchb. f.* 652.
— labiata II, 592, 788.
— Mendeli II, 550, 794.
— Mossiae II, 550.
— Sanderiana II, 550.
— Schroederae × Brassavola Digbyana II, 794.
— Veitchii II, 796.
— Warneri II, 550.
Caucalis daucoides 439.
— leptophylla 439.
— scabra 503.
Caudalejeunea 235.
Caulerpaceae 568.
Caulinites II, 738.
— Catulli II, 769.
— rhizoma *Mass.* II, 769.
Cauloglossum transversale *Fr.* 127.
— transversarium *(Bosc.) Fr.* 127, 195.
Caulophyllum thalictroides *Mchx.* 665.
Caulopteris II, 737.
— magnifica II, 747.
Cayaponia graciliflora 534.
Ceanothus II, 769.
— Euganeus *Zig.* II, 769.
— integerrimus 524, 525.
— papillosus II, 278.
— zizyphoides *Ung.* II, 769.
Cebipira virgilioides *O. Kze.* II, 484.
Cecconia *Kieff.* II, 548.
Cecidomyia II, 518, 519, 522, 523, 527, 541, 547, 557, 558, 559, 560, 561, 668.
— Artemisiae II, 668, 669.
— asperulae *F. Löw* II, 533.
— Cattleyae *Molliard** II, 550.
— destructor II, 530.
— Euphorbiae II, 591, 668.
— gemini *Bremi* II, 533.
— Girardiana *Kieff.* II, 572.
— mediterranea *(F. Löw.)* II, 570.
— piri II, 552.
— piricola II, 552.
— Reaumuri II, 547.
— rosaria II, 668.
— Taxi II, 591, 668.
— tiliamvolens *Rübs.* II, 518.
Cecropia 610, 618, 617. — II, 437, 438, 465. — P. 161.
— peltata P. 167.
— Schiedeana P. 186.
Cedrela 616. — II, 55. — P. 203.
— fissilis P. 187.
— serrata P. 133, 195.
Cedrelophyllum antiqua *Deane** II, 738.
Cedronella breviflora *A. Gray* 522. — II, 231.
— pallida *Lindl.* II, 231.
Cedroxylon *Kr.* II, 756.
Cedrus 344. — II, 491.
— libani 490, 640.
Ceiba II, 166.

Digitized by Google

Ceiba pentandra II, 867.
Celastraceae 849, 500, 540, 609, 668.
Celastrus acuminata II, 293.
— angulata 500.
— cantonensis 500.
— Champianii 500.
— crispula 500.
— flagellaris 500.
— Franchetiana 500.
— Hindsii 500.
— hypoleuca 500.
— monosperma 500.
— orbiculata 500.
— paniculata 500. — II, 646.
— Rosthorniana 500.
— scandens II, 646. — P. 151.
Celidiaceae 14.
Celmisia vernicosa II, 440.
Celosia argentea *L.* 558. — II, 865.
— trigyna 558.
Celsia arcturus *Jacq.* 706.
— cretica *L.* II, 518.
Celtis II, 750.
— occidentalis P. 149.
Cenangiaceae 7, 14.
Cenangium 25.
— botryosum *P. Henn.** 25, 142.
— lignicolum *Preuss* 179.
— patellatum *Cke.* 179.
— phaeosporum *Cke.* 179.
— punctoideum *Cke.* 179.
— Rubi *Baeuml.* 179.
— Sarothamni *Fuck.* 12.
— (Phaeangium) Sebastianae *P. Henn.** 25, 142.
— tetrasporum (*Ell.*) *Sacc.* 179.
Cenchrus tribuloides 516.
Cenia albo-villosa *Spenc. Moore** II, 222.
Cenomyce rangiferina 486.
Centaurea 849, 426, 614, 618, 672. — II, 488. — — P. 119.
Centaurea alba 426.
— alpestris *Heg.* 480. — II, 479.
— amara *Koch* 426.
— aplolepis *Guss.* 488.
— arenaria 489, 440.
— argyrolepis *Hayek** II, 222.
— aspera *L.* II, 586, 587.
— aspero-calcitrapa 472. — II, 507.
— aterrima *Hayek** II, 222.
— atropurpurea II, 222.
— — *var.* diversifolia *Murbeck* II, 222.
— austriaca *Willd.* 427.
— axillaris *Willd.* 425, 426, 439, 440.
— badensis 426.
— bella 440.
— Biebersteinii *DC.* 426.
— bracteata *Scop.* 426.
— bracteata × dubia 427.
— bulbosa P. 192.
— Calcitrapa *L.* 672. — II, 537, 788, 789.
— carniolica *Host.* 427.
— coriacea *Rchb.* 426. — II, 222.
— cristata *Bartl.* 426.
— Cyanus *L.* 439. — II, 499. — P. 152.
— depressa 440.
— dichroantha 426.
— diffusa 348, 439, 518.
— dissecta *Ten.* 484.
— — *var.* elvenses *Somm.** 484.
— dubia *Sut.* 427.
— elatior *Gand.* 427.
— flosculosa *Balb.* 678.
— Fritschii *Hayek** 426. — II, 222.
— Gaudini *Müllner* II, 222.
— Glehni 440.
— Gmelini *Boiss. et Reut.* 426.
— Goetzeana 559, 561.
Centaurea grinensis *Reuter* 426.
— Hausmanni *Hayek* 427.
— hellenica 489.
— iberica *Trev.* 489, 440. — II, 558.
— inermis *Velen.** II, 222.
— Jacea *L.* 427, 489, 678. — II, 222, 820.
— — *var.* decipiens 427.
— — *var.* pectinata *Duftschm.* II, 222.
— Jacea × elatior 427.
— karschtiana *Bartl.* 426.
— leucolepis *DC.* 426.
— macroptilon *Borb.* 427. — II, 820.
— maculosa *Lam.* 410, 426, 439, 440.
— Marschalliana 487.
— micrantha *Gmelin* 426.
— monanthos 457.
— montana 406, 419. — II, 448.
— Murbeckii *Hayek** II, 222.
— myriocephala P. 198.
— nemoralis *Jord.* 427.
— nigra *L.* 427, 678. — II, 482, 488. — II, 568.
— nigrescens 427, 428.
— orientalis 848, 439, 440.
— ovina 892, 439, 440.
— oxylepis 427.
— paniculata *L.* 484. — II, 568.
— — *var.* Aetaliae *Somm.** 484.
— pannonica *Heuff.* 427.
— phrygia *L.* 409, 427.
— praetermissa *Martin* II, 587.
— pratensis *Thuill.* 427.
— pseudophrygia *Kerner* 419, 427.
— pseudoscabiosa 440.
— reflexa 440.
— rhenana *Bor.* 426.
— rhenana × bracteata 427.

Digitized by Google

Centaurea rotundifolia *Bartl.* 427.
— ruthenica 428. — P. 191.
— Sadleriana 348, 430, 431.
— salicifolia 440.
— salonitana 428, 439, 440.
— Scabiosa *L.* 426, 439, 440. — II, 222, 479, 482, 531, 537, 583.
— — *var.* cinereocephala *Evers* 426.
— scusana 481.
— — *var.* maroccana 481.
— sempervirens *L.* II, 568. — P. 196.
— serotina II, 532.
— sessilis 440.
— similata *Hausskn.* 427.
— smolinensis *Hayek** II, 222.
— solstitialis 439, 440.
— sordida *Hausm.* 426.
— sordida *Willd.* 426.
— spinoso-ciliata *Seen.* 426.
— spinulosa 348.
— splendens *L.* 426.
— squarrosa *Willd.* II, 558.
— stenolepis *Kerner* 427.
— sterilis 439.
— Stohlii *Hayek** II, 222.
— subjacea *Beck* 427.
— tenuifolia *Schleicher* 426.
— tirolensis *Hayek* 427.
— transalpina *Schl.* 427.
— variegata *Lam.* 426.
— virgata 440.
— vochinensis *Bernh.* 427.
Centella asiatica 500, 503.
Centratherum brachylepis 538.
— punctatum 538.
Centrolepidaceae II, 146.
Centrolepis cephaloformis *Reader** 563. — II, 146.
Centronella *Voigt* N. G. II, 126, 601.
Centronella Reichelti *Voigt** II, 601, 607.
Centropogon surinamensis 530.
— uncinatus *Zahlbr.** II, 220.
Centrospermae 389, 637.
Centunculus minimus 417, 419.
Cephalanthera 626.
— ensifolia 489.
— grandiflora 426.
— pallens 400, 405.
— rubra 468.
Cephalanthus occidentalis P. 106, 203. — II, 398.
Cephalaria attenuata 560.
— Goetzei 559.
— syriaca 392.
— transsilvanica 489.
— uralensis 489.
Cephaleuros Henningsii *Schmidle** II, 89, 138.
— mimimus *Karst.* II, 368.
— mycoidea *Karst.* II, 368.
— parasiticus *Karst.* II, 368.
— virescens *Kze.* II, 368.
Cephalideae 97.
Cephalonema polyandrum *K. Sch.* II, 865.
Cephaloneon myriadeum *Bremi* II, 540, 557.
Cephallorrhynchus hispidus 439.
Cephalosporium Acremonium 48.
— fructigenum *Mc Alp.** 31, 142.
— humicola *Oud.** 142.
— Koningi *Oud.** 142.
— roseum 78.
— succineum *Mass. et Salm.** 40, 142.
Cephalotaceae 617.
Cephalotaxus 640.
Cephalotheca II, 753.
— affinis *Nath.** II, 753.
— major *Nath.** II, 753.
— mirabilis *Nath** II, 753.
Cephalothecium roseum *Cda.* 50, 85.
Cephalozia 249.
— baltica *Warnst.** 226, 260.
— bicuspidata 218.
— borealis *Lindb.* 214.
— Bryhnii *Kaal.* 213.
— — *var.* elongata *Bryhn** 213.
— catenulata *Hüben.* 218, 224.
— Colombae *Camus** 218, 260.
— compacta *Warnst.** 226, 260.
— connivens (*Dicks.*) *Lindb.* 218, 248.
— curvifolia 218.
— dentata 218.
— divaricata 218.
— fluitans 218.
— heterostipa *Spr.* 249.
— Jackii *Limpr.* 214.
— leucantha *Spr.* 219, 225.
— media *S. O. Lindbg.* 225.
— lunulaefolia *Dum.* 218.
— macrostachya *Kaalaas** 249, 260.
— multiflora *Lindb.* 248.
— nematodes *Aust.* 248.
— planiceps *Lindb.* 219.
— subsimplex *Lindb.** 249, 260.
— symbolica (*Gott.*) *Breidl.* 218.
Cephaloziella bifida (*Schreb.*) *Schiffn.* 225.
— erosa *Limpr.** 226, 260.
— Limprichtii *Warnst.** 226, 260.
— subdentata *Warnst.** 226, 260.
Ceraiomyces Selinae *Thaxt.** 142.
Ceramothamnion Codii II, 130.
Cerastium 449, 612. — P. 111.

Digitized by Google

Cerastium algericum 481.
— alpinum *L.* 459. — II, 440, 659.
— alsophilum *Gr.** II, 166.
— arcticum 450.
— arvense *L.* 418, 456, 527, 566. — II, 499.
— Boissieri 481.
— brachypetalum 897.
— dichotomum 391.
— Edmonstonii *(Wats.) Murb.* 449, 450.
— alpinum *L.* 449, 450.
— glomeratum *Thuill.* 400, 487.
— — *var.* apetalum (*Dum.*) 487.
— illyricum 489.
— incanum 456.
— manticum 425.
— mendocinense 566.
— mollissimum 527.
— nervosum 566.
— nitidum *Gr.** II, 166.
— pallens 427.
— pumilum 468.
— semidecandrum P. II, 897.
— sphaerophyllum 489.
— subulatum *Greene** II, 166.
— tetrandrum 467.
— triviale P. 115. — II, 895.
— varians 479.
— — *var.* fallax 479.
— vulgatum 459.
Cerasus II, 553.
— serotina *DC.* 882.
— virginiana *DC.* 882.
Ceratanthera Beaumetzi II, 828.
Cerataulina II, 606.
Ceratella rosulata II, 440.
Ceratiaceae 7.
Ceratium II, 94, 98, 101, 104, 125.
— arcticum II, 108.
— compressum *Gran** II, 108, 188.
Ceratium hirundinella II, 94, 98, 99, 100.
— horridum II, 108.
— longipes II, 108.
— macroceros II, 108.
Ceratocorys horrida II, 125.
Ceratocystis fimbriata *Ell. et Halst.* 79, 84.
Ceratodon 218.
— chloropus *Brid.* 217.
— conicus *Hpe.* 229, 281.
— moravicus *Podp.** 229, 256.
— purpureus 212, 228, 287, 458.
— — *var.* flavisetus *Limpr.* 228.
— — *var.* canariensis *Schiffn.* 287.
— — *var.* javensis *Fl.* 258.
— — *var.* malayensis *Fl.* 258.
Ceratolejeunea 285.
— emarginatula *Steph.** 285, 260.
Ceratomyxa mucida 92.
Ceratonia Siliqua L. 686. — II, 528, 882. — P. 140, 152.
Ceratophora *Humb.* II, 405.
Ceratophyllaceae 668.
Ceratophyllum 611. — II, 608, 756, 757.
— demersum 422. — II, 788.
— submersum 419, 474, 668. — II, 267.
— tertiarium *Ett.* II, 788.
Ceratopteris 541. — II, 687.
— thalictroides *L.* 541, 554. — II, 687.
Ceratostoma decipiens *et Flag.** 142.
Ceratosphaeria grandis *Boud.** 11, 142.
Ceratotheca sesamoides 548.
Cercanthemum *v. Tiegh.* N. G. II, 184.
— amplexicaule *(Hoffm.) v. Tiegh.** II, 184.
— anceps *(Pak.) v. Tiegh.** II, 184.
— dependens *(P. DC.) v. Tiegh.** II, 184.
— Hoffmannii *v. Tiegh.** II, 184.
— lanceolatum *(Bak.) v. Tiegh.** II, 184.
— reflexum *v. Tiegh.** II, 184.
— Sacleuxii *v. Tiegh.** II, 184.
— squamiferum *v. Tiegh.** II, 184.
Cercidium andicolum 566.
Cercinia *v. Tiegh.* N. G. II, 184.
— brevis *v. Tieghem** II, 184.
— Thorelii *v. Tiegh.** II, 184.
Cercis nevadensis *Knowlt.** II, 746.
— parvifolia *Lesq.* II, 758.
Cercospora 78. — II, 417, 418.
— acerosum *Dickh. et Arendsen-Hein** 129, 142. — II, 417.
— althaeina *Sacc.* 82, 88.
— Amorphophalli *P. Henn.** 142.
— Apii 84.
— Arachidis *P. Henn.** 142.
— Araliae *P. Henn.** 142.
— Asclepiadis *P. Henn.** 27, 142.
— beticola *Sacc.* 80, 86. II, 870, 877.
— brachypus *Ell. et Ev.** 142.
— Cajani *P. Henn.** 27, 142.
— capreolata *Ell. et Ev.** 148.

Digitized by Google

Cercospora Cavarae *Sacc. et D. Sacc.* 9.
— cerasella *Sacc.* 32, 75. — II, 418, 422.
— circumscissa *Sacc.* 31. — II, 422.
— citrullina 77.
— coffeicola *Cke.* 44. — II, 365, 367.
— Cordylines *P. Henn.** 26, 143.
— crotonicola *Ell. et Barthol.** 143.
— Cydoniae *Ell. et Ev.** 143.
— Diervillae *Ell. et Ev.** 22, 143.
— elongata *Peck* 34.
— Fatouae *P. Henn.** 28, 143.
— Filicum *P. Henn.** 27, 143.
— gossypina II, 367.
— Gratiolae *Ell. et Ev.** 143.
— Heliotropii - Bocconi *Scalia** 9, 143.
— Hieracii *Ell. et Ev.** 143.
— Hydrangeae *Ell et Ev.** 143.
— Hydropiperis *(Thüm.) Speg.* 33.
— Lactucae *P. Henn.** 143.
— Liriodendri *Ell. et Hk.* 32.
— Litseae *P. Henn.** 143.
— Maclurae *Ell. et Ev.** 143.
— Manihotis *P. Henn.** 143.
— Musae *A. Zimm.** 44, 143. — II, 366.
— Oxycedri *Tracy et Earle* 82.
— Oxydendri *Ell. et Ev.** 143.
— persica 88.
— Physalidis *Ell.* 32.
— pipericola *Sacc. et Syd.** 149.
Cercospora Piperis *Ell. et Ev.* 143.
— plumbaginea *Sacc. et D. Sacc.** 9, 143.
— Preisii *Bubák** 15, 35, 78, 143.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 143.
— Raciborskii *Sacc. et Syd.** 143.
— Ratibidae *Ell. et Barthol.** 143.
— Richardsoniae *Ell. et Ev.** 32, 143.
— Richardsoniae *P. Henn.** 26, 143.
— rosicola *Pass.* II, 372.
— Sacchari *Breda de Haan** II, 417.
— Sedi *Ell. et Ev.** 143.
— sessilis *Ell. et Ev.** 143.
— simulans *Ell. et Kellerm.** 143.
— tageticola *Ell. et Ev.** 144.
— taurica *Tranzsch.** 7, 144.
— Theae 44. — II, 364, 368.
— Thermopsidis *Earle** 144.
— torta *Tr. et Earle** 144.
— Urostigmatis *P. Henn.** 26, 144.
— Vincetoxici *Ell. et Ev.** 144.
— Violae 78.
Cercosporella Narcissi *Boud.** 128, 144. — II, 417.
— Persicae II, 422.
Cercosporidium Euphorbiae *Earle* 129, 178.
— Helleri *Earle* 129, 178.
Cercuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 184.
— acuta *v. Tiegh.** II, 185.
— aemula *(Pohl) v. Tiegh.** II, 185.
Cercuratea alternifolia *(A. Rich.) v. Tiegh.** II, 185.
— Bassae *v. Tiegh.** II, 184.
— brevipes *v. Tiegh.** II, 185.
— caudata *(Engl.) v. Tiegh.** II, 185.
— Chaffanjonii *v. Tiegh.** II, 184.
— curvata *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 185.
— cuspidata *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 185.
— erythrocalyx *(Spruce) v. Tiegh.** II, 185.
— ferruginea *(Engl.) v. Tiegh.** II, 185.
— Fieldingiana *(Gardn. et Field.) v. Tiegh.** II, 185.
— glaucescens *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 184.
— glomerata *(Pohl) v. Tiegh.** II, 185.
— Grosourdyi *v. Tiegh.** II, 185.
— impressa *v. Tiegh.** II, 185.
— laxa *v. Tiegh.** II, 184.
— Magdalenae *(Tr. et Pl.) v. Tiegh.** II, 185.
— Melinonii *v. Tiegh.** II, 185.
— oliviformis *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 184.
— Orbignyana *v. Tiegh.** II, 185.
— repens *v. Tiegh.** II, 185.
— rotundifolia *(Gardn. et Field.) v. Tiegh.** II, 185.
— Schomburgkii *(Pl.) v. Tiegh.** II, 185.
— tenuifolia *(Engl.) v. Tiegh.** II, 184.
— venulata *v. Tiegh.** II, 184.
— verruculosa *(Engl.) v. Tiegh.** II, 185.
Cereus P. 201.

Digitized by Google

Cereus acutangulus 582.
— anisitzii *K. Sch.* 586.
— Dusenii *Web.** II, 166.
— hamatus 665.
— lamprochloris P. 177.
— marmoratus 586.
— nycticalus 584.
— quadrangularis 840.
— Spegazzini *Web.* 586, 606.
— triangularis P. 146.
— trigonus 582.
Cerinthe 614.
— major *L.* II, 475.
Ceriops Candolleana 548. — II, 296.
— Roxburghiana 548.
Cerocarpus betulaefolius 524.
Cerocladia pampeana *Speg.* II, 175.
Ceropegia dichroantha 568.
— Lugardae *B. E. Br.** II, 217.
Ceropteris *Lk.* II, 718.
— triangularis *(Kaulf.)* II, 718.
— triangulata *(Jenm.)* II, 718.
— viscosa *Eaton* II, 718.
Cesia 448.
— adusta *(Nees) Lindb.* 214.
— andreaeoides *Lindb.* 214.
— coralloides 447.
— crenulata *(Gott.) Carr.* 214.
Cestrum P. 189.
— brevifolium *Urb.** II, 289.
— calycinum 589.
— heterophyllum *Urb.** II, 289.
— laevigatum 589.
— linearifolium *Urb.** II, 240.
— Parqui 589.
— poasanum *Donn. Sm.** II, 289.
Ceterach officinarum *Willd.* 425, 484. — II, 708, 709, 711.
Cetraria chlorophylla II, 84.
— complicata II, 84.
— cucullata II, 84.
— islandica II, 84.
— nivalis 447.
Ceutorrhynchus II, 528.
— assimilis II, 548.
— chalybaeus *Germ.* II, 547.
— contractus *Marsh.* II, 524, 546.
— Drabae *Laboub.* II, 547.
— hirtulus *Germ.* II, 547
— pleurostigma *Marsh.* II, 589, 546.
— quadridens *Panz.* II, 581.
— Rübsaameni *Kolbe** II, 546.
— sulcicollis II, 519.
— sulcicollis *Gyll.* II, 546.
— sulcicollis *Payk.* II, 527.
— sulcicollis *Schönh.* II, 568, 571.
Chaenotheca *Urb.* N. G. II, 171.
— domingensis *Urb.** II, 171.
— neopeltandra *(Gris.) Urb.** II, 171.
Chaerophyllum 849, 506, 612, 712.
— aromaticum 408. — P. 116, 188.
— aureum 419.
— bulbosum 369, 489. — P. 116, 192.
— Cicutaria *Vill.* 711, 712.
— — *var.* calabricum *(Guss.) Beauv.* 712.
— — *var.* Sabaudum *Beauv.* 712.
— — *var.* umbrosum *(Jord.) Beck* 712.
— *var.* typicum *Beck* 712.
Chaerophyllum dasycarpum 506.
— elegans 711, 712.
— floridanum *Bush** 506, 712. — II, 208.
— hirsutum *L.* 711.
— lucidum 425.
— Prescotti P. II, 899.
— procumbens 506. — II, 208. — P. 116.
— procumbens Shortii *T. et Gr.* 712.
— reflexum *Bush** 506, 712. — II, 208.
— Shortii *B. F. Bush** 506, 712. — II, 208.
— Tainturieri 506.
— Tainturieri floridanum *Coult. et Rose* 712.
— temulum 489.
— texanum 506.
— Villarsii *Koch.* 711, 712.
— — *var.* alpestre *(Jord.) Gren. et Godr.* 712.
— — *var.* cicutariaeforme *Beauv.* 712.
— — *var.* glabra *(Kerner) Beauv.* 712.
— — *var.* mogellense *(Ten.) Beauv.* 712.
— *var.* typica *Beauv.* 712.
Chaetacanthus hispidus *Spenc. Moore** II, 212.
Chaetium 548.
Chaetoceras II, 101, 608, 606.
— Aurivillii 571.
— calvus 571.
— caspicum *Ostenf.** II, 607.
— cinctum II, 605.
— constrictum II, 605.
— contortum II, 605.
— criophilum II, 605.
— decipiens II, 605.
— delicatulum *Ostenf.** II, 607.
— didymum II, 605.
— furcellatum II, 605.

Digitized by Google

Chaetoceras Ingolfianum *Ostenf.** II, 607.
— Paulsenii *Ostenf.** II, 607.
— rigidium *Ostenf.** II, 607.
— simplex *Ostenf.** II, 607.
Chaetocladium II, 416.
— Jonesii II, 360.
Chaetodiplodia clavulispora *Speg.** 144.
— Vanillae *A. Zimm.** 44, 144. — II, 415.
Chaetognata 571.
Chaetomella beticola *Oud.** 13, 144.
— horrida *Oud.** 144.
Chaetomiaceae 14, 23.
Chaetomites II, 756.
Chaetomitrium horridulum *Bosch et Lac.* 253.
— muricatum *Bosch et Lac.* 253.
Chaetomium II, 377.
— arachnoides *Mass. et Salm.** 144.
— bostrychoides *Zopf* 40.
— elatum 43.
— Kunzeanum 43.
— murorum *Cda.* 40.
— simile *Mass. et Salm.** 144.
Chaetonella *Schmidle* N. G. II, 109.
— Goetzei *Schmidle** II, 109, 138.
Chaetopeltiaceae II, 99.
Chaetopeltis II, 262.
— minor II, 90.
Chaetophora II, 91. — P. 96, 199.
— attenuata *Hazen** II, 138.
Chaetophoraceae II, 113, 115.
Chaetoporus tenuis 41.
Chaetosphaeridium II, 89.
— Pringsheimii II, 89.
Chaetospora axillaris *R. Br.* II, 147.
— imberbis *R. Br.* II, 147.
Chaetospora paludosa *R. Br.* II, 147.
Chaetostroma fimicolum *Mass. et Salm.** 40, 144.
— graminis *Ell. et Barthol.** 144.
Chalymotta campanulata 48.
Chamaecrista 506, 687.
Chamaecyparis II, 296.
— obtusa *S. et Z.* 382.
Chamaedorea elastica P. 169.
Chamaele II, 207.
Chamaelirium 648.
— luteum 648.
— obovale *Small** II, 648, — II, 152.
Chamaemelum caucasicum 440.
— praecox 440.
— inodorum 439, 440.
— Szovitzii 440.
Chamaeranthemum Tonduzii *Lind.** II, 212.
Chamaerhodes altaica 456.
— sabulosa 493.
Chamaerops 613. — II, 464.
— excelsa *Thunbg.* II, 38. — P. 168.
— Fortunei II, 865.
— humilis *L.* II, 897.
— serrulata *Michx.* 655.
Chamaesaracha nana P. 189.
Chamaesiphon africanus *Schmidle** II, 138.
— minimus *Schmidle** II, 138.
Chantransia II, 102, 108.
— efflorescens *J. Ag.* II, 130.
Chaptalia integrifolia 538.
— nutans 538.
Chara II, 95, 97, 104, 112, 137, 742, 746, 750, 756, 757, 774.
— aspera II, 112, 113.
— baltica II, 112, 113.
Chara ceratophylla II, 113.
— contraria II, 113.
— crinita II, 112.
— denticulata II, 112.
— dissoluta II, 113.
— fragifera II, 112.
— petrolea *Andr.* II, 750.
— rudis II, 113.
— Springerae *Knowlt.** II, 137, 746.
— stelligera II, 112.
Characeae 611, 627. — II, 88, 96, 106, 111, 775.
Characiella *Schmidle* N. G. II, 108.
— Rukwae *Schmidle** II, 138.
Characium II, 108.
— Eremosphaerae *Hieronym.* II, 89.
Charpentiera bracteata *Vieill.* II, 288.
Chavica densa II, 592, 593.
— Labillardieri *Miq.* II, 194.
— maritima *Miq.* II, 194.
— officinarum *Miq.* II, 194.
— retrofracta *Miq.* II, 194.
Cheilanthes 486.
— Alabamensis *Kze.* II, 272.
— fragrans *Webb. et Berth.* II, 713.
— odora 486.
Cheilolejeunea Boaventurae *Steph.* 237.
— crenulata *Steph.** 235, 260.
— phylloloba *(N. et M.) Schiffn.* 232.
— polyantha *Evans** 232, 260.
— Richmondiana *Steph.** 238, 260.
— versifolia *(Gott.) Schiffn.* 232.
Cheilosporum II, 132.
— ancêps *Kütz.* II, 132.

Digitized by Google

Cheilosporum latissimum *Yendo** II, 188.
— Mac Millani *Yendo** II, 182, 188.
— maximum *Yendo** II, 188.
— yessoense *Yendo** II 188.
Cheiranthus II, 324.
— annuus P. II, 374.
— Cheiri 604. — II, 324, 507.
— fruticulosus 479.
— himalayensis 491.
Cheirostrobus II, 765.
Chelidonium 618.
— majus *L.* 456. — II 508.
Chelonanthus frigidus *(Sw.) Urb.** II, 229.
Chelone II, 552.
— glabra II, 552.
Chenopodiaceae 389, 522, 615, 616, 668. — II, 167.
Chenopodina Moquinii *Torr.* II, 167.
Chenopodium 350, 415, 614, 668, 670.
— album *L.* 350, 397, 415, 442, 489, 502, 668, 669. — II, 504, 569. — P. II, 372.
— — *var.* leptophyllum *Nutt.* 668.
— ambrosioides *L.* 553, 566.
— Ameghinoi *Spegazz.** II, 167.
— anthelminticum 566.
— atripliciforme *Murr* 668.
— bolivianum *Murr* 668.
— cycloides *A. Nels.** II, 167.
— desiccatum *A. Nels** II, 167.
— Dürrianum 668.
— ficifolium *Sm.* 668.
— — *var.* dolichophyllum *Murr** 668.
Chenopodium ficifolium *var.* formosanum *Murr** 668.
— — *var.* humuliforme *Murr** 668.
— — *var.* indicolum *Murr** 668.
— ficifolium × opulifolium 668.
— foetidum 898.
— glaucum 566.
— hungaricum *(Borb.)* 668.
— interjectum *Murr* 668.
— leptophyllum 415, 668, 670.
— microphyllum *Coss. et Germ.* 670.
— Neumani *Murr* 668.
— opulifolium *Schrad.* 668.
— — *subspec.* Oluhondae *Murr** 668.
— — *subspec.* orientalis *Murr** 668.
— platyphyllum 415, 668.
— pseudo-Borbasii *Murr* 668.
— rafaelense *Chod. et Wilcz.** II, 167.
— rubrum P. 168.
— scabricaule *Speg.** II, 167.
— spicatum *Koch* 670.
— — *var.* farinosum *Kras.* 670.
— — *var.* paganum *Rchb.* 670.
— striatum *(Kras.) Murr* 668, 669, 670.
— subglabrum *Av. Nelson** II, 167.
— subopulifolium *Murr* 668.
— suecicum *Murr* 668.
— triangulare *Issler* 668.
— trilobum 415, 668.
— viride *L.* 670.
— — *var.* glomerulosum *Rchb.* 670.
— — *var.* lanceolatum *Mhlbg.* 670.
Chenopodium Vulvaria *L.* 418. — II, 582.
— Zschackei 415, 428, 668.
Chermes II, 520, 541, 544, 669.
— abietis *L.* II, 544.
— cembrae *Cholod.* II, 544.
— coccineus *Ratz.* II, 544.
— corticalis *Kalt.* II, 544.
— geniculatus *(Ratz.) Eckst.* II, 544.
— lapponicus *Cholod.* II, 544.
— lariceti *Alt.* II, 544.
— laricis *Koch* II, 544.
— Nordmanniana *Eckst.* II, 544.
— orientalis *Dreyf.* II, 544.
— pini *Ratz.* II, 544.
— sibiricus *Cholod.* II, 544.
— strobilobius *Kalt.* II, 591.
— tardus *Dreyf.* II, 591.
— viridanus *Cholod.* II, 521.
Chilocalyx 550.
— perfoliatus 502.
Chilocarpus enervis *Hk. f.* II, 884.
Chiloglottis cornuta II, 489.
Chilonectria romana *Sacc.** 144.
Chilonema II, 102.
Chiloscyphus denticulatus *Mitt.* 287.
— pallescens *Nees* 225.
— polyanthus *L.* 280.
Chimaphila maculata *Pursh* 846.
Chionodoxa luciliae II, 434.
Chironia II, 229.
— Ecklonii *Schoch** II, 229.
— maxima *Schoch** II, 229.
— mediocris *Schoch** II, 229.
— rubro-coerulea 559.
— Schinzii *Schoch** II, 229.

Digitized by Google

Chironia Schlechteri *Schoch** II, 229.
Chitonia Gennadii *Chat. et Boud.* 145.
— Pequinii *Boud.* 145.
Chlamydomonadaceae II, 113.
Chlamydomonas II. 119.
— reticulata *Goroschank.* II. 119.
— stellata *Dill.* II, 119.
Chlamydomucor Oryzae 67, 70.
Chlamydopus amblaiensis *Speg.* 125, 203.
— clavatus *Speg.* 125, 208.
Chlora perfoliata *L.* II, 474.
— serotina 427.
Chloraea albo-rosea *Krzl. et Spegazz.** II, 157.
— chica *Krzl. et Speg.** II, 157.
— ferruginea *Krzl. et Speg.** II, 157.
— histrix *Krzl. et Speg.** II, 157.
— leontoglossa *Krzl. et Speg.** II, 157.
— pleistodactyla *Krzl. et Speg.** II, 157.
— Spegazziniana *Krzl.** II, 157.
Chlorella vulgaris II, 91, 94, 121.
Chloris elegans P. 20, 205.
— Ridleyi *Hack.** II, 148.
Chlorobotrys *Bohlin* N. G. 480. — II, 107.
— regularis *Bohl.** II, 138.
Chlorococcineae II, 113.
Chlorococcum II, 107.
— infusionum II, 121, 257.
— regulare *Went** 480. — II, 238.
— vulgare *West* II, 107.
Chlorocodon Whitei *Hook. f.* II, 217.
Chlorogalum Pomeridianum *Kunth* 631. — II, 669.
Chloromonadales II, 113.
Chlorophora excelsa *B. et Hook.* II, 863.
— tenuifolia II, 863.
Chlorophyceae 571. — II, 88, 95, 96, 98, 101, 102, 105, 108, 109, 111, 113, 114.
Chlorophytum Rivae *Engl.** II, 152.
— togoense *Engl.** II, 152.
— Zenkeri *Engl.** II, 152.
Chlorosaccaceae II, 107.
Chlorospleniella Gomphiae *(Rehm) Sacc.** 144.
— intermixta 144.
— — *var.* Gomphiae *Rehm* 144.
Chlorosplenium 25.
— microspermum *P. Henn.** 25, 144.
Chlorotheciaceae II, 113.
Chlorothecium prototheciodes II, 257.
Chlorotylium incrustans II, 97.
Choiromyces 99.
— maeandriformis *Vitt.* 99.
Choleravibrionen 278.
Chondradenia Yatabei *Mak.* II, 159.
Chondrilla juncea *L.* 417, 419, 439, 440. — II, 569. — P. 189.
Chondrioderma 16.
— asteroides *Lister** 92.
— difforme 36.
Chondrites II, 770, 772.
— Göpperti II, 770.
Chondrogloea *Schmidle* N. G. II, 109.
— africana *Schmidle** II, 109, 138.
Chondrus 568. — II, 130.
— crispus II, 130.
Chorda II, 110.
Chordaria II, 90, 91.
— flagelliformis *(Müll.) Ag.* II, 90.
Chorioactis *Kupfer* N. G. 102, 144.
— Geaster *(Peck) Kupfer** 102, 144.
Choripetalae 637.
Chorisia Peckoltiana *Mart.* II, 49.
Chorispora exscapa 456.
Chorrealia stolonifera 538.
Christolea crassifolia 491.
Chromomonadina II, 125.
Chromosporium albo-roseum *Speg.* 144.
— argentinum *Sacc. et Syd.** 144.
— pallens *Penz. et Sacc.** 144.
Chroococcaceae II, 98, 109.
Chroococcum II, 886.
Chroococcus II, 133.
— Goetzei *Schmidle** II, 138.
— minor II, 98.
— parallelepipedon *Schmidle** II, 138.
— polyedriformis *Schmidle* II, 138.
Chroolepideae II, 99.
Chroolepus aureus 480.
Chrysanthemum 383, 384, 502, 673. — II. 783. — P. 75, 85, 128, 132, 180. — II, 408, 419.
— chinense 673. — P. II, 400.
— cinerarifolium 392.
— coronarium 499.
— frutescens 634.
— grande 671.
— indicum *L.* 383, 671, 673. — P. II, 403.
— integrifolium 459.
— Leucanthemum *L.* 626. — II, 320, 322, 332, 795, 800. — P. II, 403.
— montanum II, 320.
— morifolium *Ramat.* 383, 673.
— — *var.* genuinum *Hemsl.* 383.

Digitized by Google

Chrysanthemum morifolium *var.* gracile *Hemsl.* 888.
— Myconis *L.* II, 791.
— segetum 481, 499.
— sibiricum 457.
— sinense *Sabine* 888, 884.
— — *var.* satsumensis *Yatabe* 884.
Chrysobactron Rossii II, 440, 441.
Chrysobalanus 616.
— ellipticus *Soland.* II, 491.
— Icaco *L.* II, 491.
— Pollardiana *Knowlt.** II, 746.
Chrysodium II, 769.
Chrysomonadinae II, 127.
Chrysomyxa Abietis II, 875.
— expansa *Diet.* II, 899.
— Ledi 115. — II, 895.
— Rhododendri 41.
Chrysophlyctis endobiotica 84.
Chrysophyllum P. 203.
— Antunesii *Engl.** II 288.
— cinereum 557.
Chrysopsis Mariana P. 191, 398.
Chrysosplenium alternifolium 456, 501, 625.
— oppositifolium 418.
— tetrandrum 459. — II, 440.
Chrysurus 645.
— paradoxus *Somm.** 645.
Chuquiragua argentea *Speg.* II, 222.
— erinacea *Speg.** II, 222.
— glabra 588.
— hystrix *Don* II, 222.
— insignis 531.
— spinosa *Don* II, 222.
Chusquea P. 175.
— mexicana *Hack.** II, 148.
Chylocladia II, 129.
— californis II, 129.
Chysis II, 489.
Chytridiaceae 14, 98. — II, 865.
Chytridium II, 89.
— gibbosum *Scherff.** 96, 144.
— xylophilum *Cornu* 96.
Ciboria 25.
— Americana *Dur.** 17, 144.
— luteovirescens *(Rob.) Sacc.* 17.
— Statices *Rehm** 144.
— sulfurella *(Ell. et Ev.) Rehm* 17.
— velhaensis *P. Henn.** 25, 144.
— viarum *(Starb.) Sacc. et Syd.** 144.
Cibotium II, 700.
Cicer 6615.
Cichorium 864.
— Endivia 868.
— Intybus 879, 439. — II, 582, 827.
Cicuta 612.
— nipponica 508.
— virosa 418, 508.
Cienfuegosia affinis *(H. B. K.) Hochreut.** II, 180.
— anomala *Gürke* 551.
— Benthamii *Hochr.** II, 180.
— cuneiformis *(Benth.) Hochr.** II, 180.
— flaviflora *(F. v. M.) Hochr.** II, 180.
— Gerrardii *(Harv.) Hochr.** II, 180.
— gossypioides *(R. Br.) Hochr.** II, 180.
— hakeifolia *(Giord.) Hochr.** II, 180.
— latifolia *(Benth.) Hochr.** II, 181.
— pentaphylla *Schinz* 551.
— populifolia *(Benth.) Hochr.** II, 181.
— Robinsonii *(F. v. Müll.) Hochr.** II, 181.
Cienfuegosia subprostrata *Hochr.** II, 181.
— thespesioides *(Benth.) Hochr.** II, 181.
— triphylla *(Harv.) Hochr.** 551. — II, 181.
Ciliata 571.
Ciliciopodium brevipes *Oud.** 144.
— macrosporum *Penz. et Sacc.** 145.
— Magnusi *Oud.** 145.
Ciliella *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 144.
— Epidendri *(Rehm) Sacc. et Syd.** 144.
Ciliospora *A. Zimm.* N. G. 44, 145. — II, 865.
— gelatinosa *A. Zimm.** 44, 145. — II, 865.
Cimicifuga foetida 899.
Cinchona 872. — II, 55. — P. 82, 208.
— Calisaya II, 28, 54, 55.
— officinalis II, 55.
— (Remijia) pedunculata II, 28.
— succirubra II, 55.
Cinchonidium Turneri *Knowlt.** II, 746.
Cincinnulus *Dum.* 252.
— calypogea *(Lindbg.)* 225.
— Müllerianus *(Schffn.)* 225.
— suecicus *Arn. et Pears.* 225.
— trichomanis *Cda.* 225.
— — *var.* Neesiana *C. Mass.* 225.
Cinclidoteae 240.
Cinclidotus *P. B.* 240.
— fontinaloides 220.
Cineraria Buchananii *Spencer Moore** II, 222.
— foliosa 561.
— Hamiltoni *Spenc. Moore** II, 222.
— maritima *L.* 464.
Cinnamomum II, 750, 758, 768, 774.

Digitized by Google

Cinnamomum Camphora II, 27, 54.
— Cassia II, 28.
— ceylanicum II, 53. — P. 43. — II, 865, 868.
— polymorphum *A. Br.* II, 750, 766, 767.
— Scheuchzeri *Heer* II, 769.
— sezanense *Watlet* II, 758.
— spectabile *Heer* II, 746.
Cintractia 104.
— algeriensis *Pat.** 30, 145. — II, 370.
— axicola *(Berk.)* 145.
— — *var.* minor *Clint.** 145.
— externa *(Griff.) Clint.** 145.
— Junci *(Schw.) Trel.* 33.
— leucodermis *(Berk.) P. Henn.* 29, 145.
— — *f.* utriculicola *P. Henn.* 145.
— utriculicola *(P. Henn.) Clint.** 145.
Circaea 612.
— alpina 398, 405, 413, 419, 501.
— intermedia 339, 399, 466.
— lutetiana *L.* 424.
Circinella umbellata *v. Tiegh. et Le Monn.* 40.
Cirsium 612. — II, 482, 483, 788. — P. 114.
— Acarna 489, 440.
— acaule 398, 406.
— aduncum 440.
— arachnoideum 439.
— apicatum P. II, 400.
— arvense *L.* 439, 440. — II, 532, 798, 799. — P. II, 400.
— bracteosum P. 190.
— bulbosum *DC.* 411. — II, 532.
— canum 406, 407.
— echinocephalum 439, 440.
Cirsium eriophorum 410, 414. — P. 114. — II, 400.
— erisithales 474.
— heterophyllum 408, 409.
— lanceolatum P. 114. — II, 400.
— lappaceum 440.
— obvallatum 440.
— oleraceum 398.
— palustre *Scop.* 512. — II, 471, 483.
— pannonicum 436.
— pendulum 501.
— rivulare 407, 415. — P. II, 400.
— scleranthoides 440.
— serrulatum 439.
— spectabile P. 190.
— undulatum P. 190.
— Wlassowianum 501.
Cissampelos 612.
Cissites II, 734.
— acuminosus II, 734.
— obtusilobus II, 734.
Cissus 613, 617. — II, 80, 647, 648, 825.
— acida *L.* II, 280.
— Cramerianus II, 824.
— discolor *Went* 613. — II, 280.
— gongylodes *Burch.* II, 506.
— hydrophora 630.
— lanceolata *Malme** 537. — II, 211.
— macilenta *Urb.** II, 211.
— pedata *Lam.* II, 280.
— Picardaei *Urb.** II, 211.
— quadrangularis *L.* II, 506.
— rotundifolia *Valh.* II, 506.
— sicyoides *L.* II, 292.
— Veitchii *Köhne* II, 280.
Cistaceae 609, 615, 616, 670. — II, 491.
Cistanthera Dewevrei 709.
Cistiflorae 390.
Cistus 614. — II, 537.
Cistus albidus *L.* II, 528, 537, 587, 589.
— creticus 489.
— ladaniferus *L.* II, 569.
— monspeliensis *L.* 486. — II, 519, 528, 537, 569, 589.
— salviaefolius *L.* 489. — II, 523, 525, 537, 565, 587, 589.
Citharexylon P. 200.
— myrianthum 539.
— Poeppigii P. 178.
— pterocladum *Donn.Sm.** II, 241.
Citromyces 268.
Citrullus II, 828.
— Caffer II, 846.
— vulgaris 392. — II, 823, 824.
Citrus 367, 521, 540. — II, 348, 843, 881. — P. 136, 148, 149. — II, 364.
— Aurantium *L.* II, 569, 783, 785, 789, 843, 882. — P. 137, 160, 168, 201, 202.
— Bigaradia II, 843.
— cedrata 346.
— decumana *L.* II, 783, 803.
— inermis 498.
— japonica 498.
— Limetta 534. — II, 882.
— Limonum *L.* II, 565, 569.
— medica *Risso* II, 8, 783, 785.
— nobilis 498. — II, 843.
— trifoliata II, 827.
Cladium Gunnii 564.
— Mariscus 399, 418, 475.
Cladocera 571.
Cladochaeta candidissima 489.
Cladochytrium Alfalfae *Lagh.* 94.
— Alismatis 93.
— graminis *Büsg.* 34.

Digitized by Google

Cladochytrium Heleocharidis (*Fckl.*) *Büsg.* 33.
Cladonia 340.
— rangiferina 561.
Cladophlebis hirta *Hj. Möller** II, 758.
Cladophora II, 89, 90, 92, 95, 104, 110, 117, 118, 262. — P. 96, 144.
— armeniaca *Brand* II, 117.
— cornea *Kütz.* II, 118.
— cornuta *Brand* II, 117.
— contorta *Zeller* II, 117.
— Dusenii *Brand** II, 117, 188.
— Echinus II, 118.
— holsatica *Kütz.* II, 117.
— incurvata *West** II, 188.
— Kützingiana II, 98.
— Leprieurii *Kütz.* II, 117.
— Linnaei *Kütz.* II, 117.
— Martensii *Menegh.* II, 117.
— muscoides *Menegh.* II, 117.
— — *var.* armeniaca *Witt.* II, 117.
— oligoclona II, 118.
— profunda *Brand* II, 117.
— — *var.* Nordstedtiana *Brand** 117.
— Raciborski *Gutw.** II, 107, 188.
— rupestris II, 101.
— Sauteri *Kütz.* II, 117.
— spongophila *Koorders* II, 118.
— Wrightiana *Harv.* II, 105.
Cladophoraceae II, 99, 118.
Cladopodanthus *Doz. et Molkenb.* 289.
Cladosporium butyri 58, 311.
— carpophilum *Thüm.* 31, 88. — II, 869, 878.
— Cerasi *(Rbh.) Aderh.* 75.
Cladosporium condyloneum *Pass.* 31. — II, 422.
— Epacridis *Mc Alp.** 131. — II, 424.
— epiphyllum *Mart.* II, 424.
— Fagi *Oud.** 145.
— fulvum 84.
— herbarum 27, 40, 44, 58, 83, 309. — II, 864, 868, 879.
— Nicotianae *Oud.** 145.
— Paeoniae 78.
— phyllophilum *Mc Alp.* 81.
— prunicolum *Mc Alp.** 81, 145.
— Tabaci *Oud.** 145.
Cladostephus spongiosus 569.
— verticillatus 569.
Cladotrichum mitratum *Penz. et Sacc.** 145.
Cladoxyleae II, 704.
Cladrastis Tashiroi *Yatabe** 177.
Claoxylon Dewevrei *Pax** II, 171.
Clarionea P. 189.
Clarkeinda Gennadii *(Chât. et Boud.) Sacc. et Syd.** 145.
— Pequinii *(Boud.) Sacc. et Syd.** 145.
Clarkia II, 499.
Clasterosporium 128. — II, 422.
— amygdalearum *Sacc.* 81, 75, 87. — II, 422, 428.
— carpophilum *(Lév.) Aderh.* 81. — II, 422.
— Iridis II, 874.
— toruloideum *Sacc.** 145.
Clastobryum caudatum *Fl.* 254.
— indicum *Dz. Mb.* 258.
Clathrocystis aeruginosa II, 98, 99, 100, 101.
Clathroptychiaceae 7.
Clathrus II, 490.
— (Clathrella) Baumii *P. Henn.** 29, 145.
— columnatus 28.
Claudea II, 180.
Claudopus 29.
Clausena Wampi 499.
Clavaria 22, 29.
— bicolor *Peck** 145.
— Bresadolae *Quél.* 8.
— caloceriformis *Oud.** 145.
— echinospora *P. Henn.** 145.
— fragillima *Sacc. et Syd.** 145.
— grandis *Peck** 145.
— Holmskioldi *Oud.** 13, 145.
— nivea *Quél.** 11, 145.
— pampeana *Speg.* 145.
— subsigmoidea *Sacc. et Syd.** 145.
Clavariaceae 7, 11, 12, 14, 16, 28, 26.
Claviceps 25, 80, 100.
— caricina *Griff.** 20, 145.
— purpurea *(Fr.) Tul.* 33, 100, 888. — II, 876.
Clavija longifolia *(Jacq.) Mez** II, 241.
Claytonia Chamissoi *Ledeb.* 698.
— sibirica 466.
— tuberosa 459.
Cleisostoma congestum *Bail.** II, 158.
— Keffordii *Bail.** II, 158.
— Nugentii *Bail.** II, 158.
Cleistochlamys Kirkii 658.
Cleistopholis albida 658.
— glauca 658.
— patens 658.
— Staudtii 658.
Clematis 389, 547, 617, 626. — II, 488, 491.
— albina 456, 491. — II, 199.
— Antunesii *Engl.** II, 200.

Digitized by Google

Clematis apiifolia P. II, 899.
— aristata 700.
— chrysocarpa 553.
— Clarkeana *Lév. et Van.** II, 200.
— coerulea *Lindl.* 382.
— Drakeana *Lév. et Vaniot** II, 200.
— Douglasii II, 200.
— eriophora *Rydb.** II, 200.
— flammula *L.* II, 536. — P. 182.
— florida 382, 700.
— funebris *Lév. et Van.** II, 200.
— Hancockiana *Max.* 382, 700.
— heracleifolia P. II, 399.
— — *var.* stans P. II, 399.
— Hilairiana 566.
— integrifolia 419.
— Jonesii *Rydb.** II, 200.
— koreana *Lév.** II, 200.
— Kuntzeana *Lév. et Van.** II, 200.
— lakonensis *Fr. et Sav.* 882.
— Meyeniana 700.
— orientalis 491, 700.
— — *var.* tangutica *Max.* 700.
— patens *Morr. et Dec.* 382, 700.
— Philippiana *Lév. et Van.* II, 200.
— pseudoatragene II, 199.
— recta II, 499.
— Sieboldii *Don* 382, 700.
— splendens *Lév. et Van.** II, 200.
— tangutica 700.
— Thunbergii 559.
— Vitalba *L.* 405, 406. — P. 163.
— Viticella *L.* 418.
— Wightiana 560.
Cleome 550, 615. — II, 511, 825.
Cleome arborea II, 511.
— candelabrum II, 511.
— fugax II, 511.
— niamniamensis *Gilg** II, 166.
— Paxiana *Gilg** II, 166.
— polyanthera *Gilg et Schwfth.** II, 166.
— speciosa *Rafin.* 667.
— spinosa II, 511.
Clerodendron II, 443.
— Buchneri P. 29, 134.
— Bungei II, 443.
— erecta 713.
— fragrans II, 443.
— inerme 340. — II, 443. — P. 203.
— infortunatum II, 443.
— Johnstonii 559.
— Kanichi 718.
— Katangensis 713.
— myrmecophila 718.
— parviflorum 559.
— siphonanthus 534. — II, 443.
Clevea hyalina *Lindb.* 280.
— Rousseliana *(Mont.) Leitgeb.* 287.
Cleviaceae II, 600.
Clibadium rotundifolium 588.
Clidemia hirta 529.
Climacium 242.
— americanum 242.
— Kindbergii *(R. et C.) Grout* 242.
Clinodiplosis Sarothamni *Kieff.** II, 544.
— Urticae *Kieff.** II, 545.
Clinogyne II, 153.
— arillata *(K. Sch.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— Baumannii *K. Sch.** II, 154.
— comorensis 355.
— congensis *(K. Sch.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— cordifolia *K. Sch.** II, 154.
— filipes 355.
Clinogyne flexuosa *(Bth.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— Guppyi *Hemsl.* II, 154.
— Hensii *(Bak.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— holostachya *(Bak.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— inaequilatera *(Bak.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— lasiocolea *(K. Sch.) K. Sch.** II, 154.
— leucantha *(K. Sch.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— monophylla *(K. Sch.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— oligantha *(K. Sch.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— ramosissima *(Bth.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— Schweinfurthiana *(O. Ktze.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— sulphurea *(Bak.) K. Sch.** 355. — II, 154.
— trichomyle *(K. Sch.) K. Sch.** II, 154.
— wgandensis 355.
Clintonia II, 670.
— Andrewsiana *Torr.* 631. — II, 669.
— oblongifolia *Penh.** II, 758.
Clistoyucca 360, 649.
— arborescens *(Torr.) Trel.** II, 152.
Clitandra 551.
— alba *Stpf.** II, 214.
— cirrhosa II, 822.
— kilimandjarica *Warb.* II, 891.
— landolphioides *Hall. f.* II, 213.
— orientalis *Hook.* 659.
— parvifolia *Stpf.** II, 214.
— Staudtii *Stpf.** II, 214.
— togolana *(Hallier f.) Stapf** II, 214.
Clithris arundinaceae *Penz. et Sacc.** 145.

Digitized by Google

Clitocybe 22.
— cervina *Hoffm.* 10.
— nebularis 122.
— marginata *Peck** 28, 145.
— parasitica *Wilcox** 145.
— regularis *Peck** 145.
— subconcava *Peck** 145.
— vermicularis 122.
— zizyphina *Viv.* 16.
Clitopilus abortivus *B. et C.* 22, 88.
— micropus *Peck* 22.
Clitoria ternata 548.
Clivia II, 819, 641. — P. II, 875.
Cloezia 546.
— floribunda *Br. et Gr.* II, 182.
— ligustrina *Br. et Gr.* II, 182.
Clonostachys 45.
Closterieae II, 124.
Closterium II, 123, 124.
— acerosum II, 97.
— anastomosum *West** II, 138.
— constrictum *Gutw.** II, 188.
— didymocarpum *Schmidle** II, 188.
— Ehrenbergii II, 100.
— excavatum *Borge** 567.
— exiguum *West** II, 189.
— Leibleinii II, 97.
— libellula *Focke* II, 124.
— moniliferum II, 87.
— Nordstedtii *Gutw.** II, 189.
— pleurodermatum *West** II, 189.
— striolatum II, 97.
— subcompactum *West** II, 189.
— sublineatum *Gutw.** II, 189.
— subporrectum *West** II, 189.
— subscoticum *Gutw.** II, 189.
Closterium validum *West** II, 189.
Clostridium *Trécul* 87.
— Pastorianum 821.
Cluytia angustifolia 557.
— glabrescens 559, 560.
Clypeola Rouxiana *Reynier** II, 168.
Clypeosphaeriaceae 14.
Cnicus Benedictus P. 188.
Cnidium ajanense 508.
— formosanum *Yabe** II, 208.
— japonicum 508.
— longeradiatum *(Maxim.) Yabe** 508. — II, 208.
— orientale P. II, 399.
Cobaea II, 488, 647, 648.
Coccaceae 271.
Coccobolus *Wallr.* 42.
Coccobotrys xylophilus 124.
Coccolithophora *Lohmann* N. G. II, 189.
— Wallichii *Lohmann** II, 189.
Coccolithophorales II, 94.
Coccolithophorideae II, 104, 126.
Coccoloba P. 197.
— uvifera *L.* II, 15. — P. 206.
Coccomyces javanicus *Sacc. et Syd.** 146.
— Rhododendri *Racib.* 146.
Cocconeis II, 597.
— Balatonis *Pant.** II, 607.
— diminuta *Pant.** II, 607.
— hyalina *Pant.** II, 607.
— sarmatica *Pant.** II, 607.
— Scutellum II, 597.
Cocconia (?) Machaerii *P. Henn.** 26.
Coccosphaera II, 126, 127.
Cocculus palmatus *DC.* II, 17.
Cochlearia arctica II, 440.
— Armoracia 418.
— groenlandica 386.
— micacea 467.
— officinalis 364, 418, 459.
— scapifera 491.
Cochlospermum Gossypium *DC.* II, 40.
— niloticum II, 822.
— tinctorium II, 828.
— vitifolium 528.
Cochranea II, 220.
Cocos 588.
— acrocomoides II, 49.
— Arechavaletaei *B. Rodr.** II, 162.
— catechucarpa *B. Rodr.** II, 162.
— nucifera *L.* 538. — II, 41, 88. — P. 172.
— Romanzoffiana P. 187.
— stolonifera *Barb. Rodr.** II, 162.
Codiaceae II, 770.
Codiaeum II, 522.
— Pancheri *Müll. Arg.* II, 172.
Codonanthe caribaea *Urb.** II, 280.
— Devosiana *Ch. Lem.* 535, 681.
— Eggersii *Urb.** II, 280.
Codonophyton II, 758.
— epiphyticum *Nath.** II, 758.
Codonopsis lanceolata P. II, 400.
Codonospermum II, 768.
Codonura calophylla *K. Sch.* II, 218.
Coelastrum Stuhlmanni II, 108.
Coeloglossum viride 502.
— viride × Orchis maculatus 488.
Coelogyne II, 818.
Coelopleurum Gmelini 508.
Coelosphaeridium II, 770.
Coelosphaerium Kützingianum II, 97, 99.

Digitized by Google

Coemansiella alabastrina 128.
Coenolophium Fischeri 898, 503.
Coenonia *v. Tiegh.* 95.
— denticulata *v. Tiegh.* 95.
Coffea 359, 370, 371, 551, 552, 613. — II, 20, 825, 847. — P. 27, 44, 82, 136, 174, 195. — II, 368, 371.
— arabica *L.* II, 8, 53, 592. — P. 133, 137, 152, 195. — II, 365.
— arabica × liberica II, 828.
— canephora II, 53.
— Laurentii II, 849.
— laurina II, 53.
— liberica 555. — II, 592, 848, 849. — P. 44, 133, 137, 138, 142, 147, 152, 173, 175, 177, 185, 195, 196. — II, 365, 366.
— robusta II, 849.
— Schmidtii *K. Sch.** 544. — II, 237.
— Schumanniana *Busse** 556. — II, 8, 237, 849.
— stenophylla 370, 552. — II, 848, 849.
Cola acuminata *R. Br.* II, 851. — P. 43.
— astrophora II, 853.
— sublobata II, 853.
— vera *K. Sch.* II, 53, 853.
Colax Pudtii *Lind. et André** II, 158.
— viridis *Lindl.* II, 158.
Colchicum 616. — II, 434.
— autumnale *L.* 625.
— rhenium *Heldr.** II, 152.
— timidum *Heldr.** II, 152.
Colea acaulis 538.
— Bakeriana 538.
— clematidea 538.
— cuneifolia 538.
— cymosa 538.
— pinnatifida 538.
Colea platylepis 538.
— uniflora 538.
Coleochaete II, 88.
Coleochaetium (*Besch.*) *Ren. et Card.* 240.
Coleosporium Campanulae 118.
— Clematidis - apiifoliae *Diet.* 110. — II, 399.
— detergibile *Thüm.* 29, 208.
— Elephantopodis (*Schw.*) *Thüm.* 118.
— Horianum *P. Henn.* II, 400.
— Inulae (*Kze.*) *Fisch.* 115. — II, 395.
— Nanbuanum *P. Henn.* II, 400.
— paraphysatum *Diet. et Holw.* 118.
— Phellodendri *Diet.* II, 399.
— Plumierae *Pat.** 24, 146.
— Pulsatillae (*Str.*) *Lév.* — II, 395.
— Solidaginis (*Schw.*) *Thüm.* 34.
— Sonchi-arvensis II, 398.
— thoméense *P. Henn.** 29, 146.
— Vernoniae *B. et C.* 33, 34.
Coleus II, 260, 620.
— barbatus 369.
— Coppinii *Heckel* 369. — II, 839.
— edulis 369.
— Mahonii *Bak.* II, 231.
— tuberosus II, 839.
Colibacillus 270, 275, 276, 291, 311, 316, 324.
Collandra petiolaris *Gris.* II, 230.
Colletieae II, 278.
Colletotrichum 22, 42.
— Althaeae 78.
— Antirrhini II, 369, 421.
— Camelliae *Massee* 44, 78. — II, 363.
Colletotrichum Carveri *Ell. et Ev.** 146.
— Cerei *Earle** 146.
— Cordiae *Allesch.** 146.
— incarnatum *Zimm.* 44. — II, 415.
— Liliacearum *Ferraris** 8, 146.
— Lindemuthianum 50.
— macrosporum *Sacc.* 44. II, 415.
— Orchidearum *Allesch.** 146.
— Phyllocacti *Ell. et Ev.** 146.
— Rudbeckiae *Peck** 146.
— Theae *Massee* II, 363.
Colliguaja integerrimum II, 565.
Collomia gracilis P. 135.
— grandiflora *Dougl.* II, 475.
Collybia 49.
— badia *Bres.** 11, 146.
— badia *Quél.** 11, 146.
— collina *Scop.* 10.
— confluens 22.
— — *var.* campanulata *Peck** 22.
— cyanocephala *Pat.** 24, 146.
— fusipes 49.
— lachnocephala *Pat.** 146.
— pulla *Fr.* 11.
— rugosoceps *Atk.** 146.
— tuberosa 48.
— velutipes 48.
Colobanthus Billardieri II, 440.
— cherlerioides 566.
— muscoides II, 440.
— subulatus II, 440.
Colocasia II, 839.
Cololejeunea 235.
— Biddlecomiae (*Aust.*) 232.
— Jooriana (*Aust.*) 232.
— Macounii (*Spr.*) 232.
— madeirensis *Schffn.** 237, 260.

Digitized by Google

Cololejeunea minutissima (*Sm.*) *Sprce.* 280.
— Schmidtii *Steph.** 285, 260.
— siamensis *Steph.** 285, 260.
Columnea calcarata *Donn. Sm.** II, 280.
— Grisebachiana *K. Ktze.* II, 229.
— hirsuta *Curt.* II, 280.
— hirsuta *Sw.* II, 280.
— — *var.* pallescens *Urb.* 280.
— — *var.* subintegra *Urb.* 280.
— hispida *Griseb.* II, 280,
— jamaicensis *Urb.** II, 280.
— repens *Hanst.* II, 280.
Columniferae 890.
Colutea II, 491.
Colymbea II, 782.
Comandra livida 508, 512, — II, 719.
— umbellata 508.
Comarum 612.
— palustre *L.* 459. — II, 482.
Comatricha dictyospora *Cel. fil.* 92.
— laxa *Rost.* 92.
— macrosperma *Racib.* 92.
— typhoides 92.
— — *var.* heterospora *Rex* 92.
Combretaceae 616, 671. — II, 168.
Combretum P. II, 894.
— abbreviatum 557.
— Baumii P. 29, 30, 164, 204.
— Dekindtianum *Engl.** II, 168.
— Haullevilleanum 671.
— Oatesii 559.
— Raimbauldtii II, 828.
— splendens 559.
Cominsia gigantea (*Scheff.*). *K. Sch.** 355. — II, 154.
Commelina cayennensis 527.
— Clarkeana *Wild. et Dur.** II, 146.
— elliptica 565.
— quitensis 565.
— virginica 527.
Commelinaceae 609, 610, 618, 617, 642. — II, 146, 290.
Commiphora *Jacq.* II, 70.
— rubriflora 558.
Compositae 841, 485, 488, 540, 543, 544, 551, 555, 609, 610, 612, 613, 614, 615, 616, 671. — II, 221, 491, 788. — P. 120, 142.
Comptonia 350, 691.
— asplenifolia II, 488.
— peregrina 350.
Conandrium *Mez* N. G. 693. — II, 284.
— polyanthum (*Laut. et K. Sch.*) *Mez** II, 284.
— rhynchocarpum (*Scheff.*) *Mez** II, 284.
Conchylis austrinana II, 521.
Condalia microphylla 566.
Conferva II, 89.
— bombycina 480.
— cylindrica 567.
Confervaceae II, 106, 118.
Confervales II, 118.
Confervoideae II, 99, 114.
Coniferae 849, 500, 528, 564, 591, 603, 614, 685. — II, 144, 278, 274, 664.
Coniophora puteana 88.
Conioselinum tataricum 400. — P. II, 899.
— univittatum 508.
Coniosporium Arundinis *Sacc.* II, 872.
— Oryzae (*Catt.*) *Sacc.* II, 871.
— punctiforme *Maire et Sacc.** 146.
— radicicolum *McAlp.** 32, 146.
Coniosporium Vuilleminii *Oud.** 146.
Coniothecium 49.
— albo-cinctum *Preuss* 82.
— Amentacearum *Cda.* 49.
— Kabatii *Bres.** 146.
— Cerasi *McAlp.** 82, 146.
— Heraclei *Oud.** 146.
— olivaceum *McAlp.** 82, 146.
— sociale *Peck* II, 869.
Coniothyrium 56. — II, 870.
— Ampelos (*Schw.*) *F. Tassi** 146.
— Arctostaphyli (*Vize*) *F. Tassi** 146.
— asterinum (*Cke. et Harkn.*) *F. Tassi** 146.
— Baptisiae (*Thüm.*) *F. Tassi** 146.
— Boyeri *F. Tassi** 146.
— Cattanei *F. Tassi** 146.
— Cephalanthi *Ell. et Ev.* 184.
— Coffeae *A. Zimm.** 44, 147. — II, 865.
— conicola *Vestergr.** 147, 888.
— Cookei *F. Tassi** 147.
— corticalis (*Kalch. et Cke.*) *F. Tassi** 147.
— Dasylirii *Speg.* 147.
— dehiscens *Sacc. et Syd.** 147.
— Delacroixii *Sacc.* 184.
— Diplodiella 56. — II, 361, 413.
— Epilobii *Ferraris** 8, 147.
— Evolvuli (*Pat.*) *F. Tassi** 147.
— genisticola *Oud.** 147.
— globuliferum *Rabh.* 184.
— Helianthi *Ell. et Barthol.** 147.
— Hellebori *Cke. et Mass.* 78, 184.
— Henriquesii (*Thüm.*) *F. Tassi** 147.

Digitized by Google

Coniothyrium Hibisci (*Berk.*) *F. Tassi** 147.
— Isopyri (*Thüm.*) *F. Tassi** 147.
— Junci *Ell. et Ev.** 147.
— Kabatii *Bres.* 388.
— maculans (*Peck*) *F. Tassi** 147.
— Mattirolianum *Ferraris** 8, 147.
— microsporum *F. Tassi* II, 371.
— olivaceum *Bon.* 8.
— — *var.* Pini-silvestris *Ferr.** 8.
— olympicum *Allesch.* 184.
— ovalis (*Cke. et Harkn.*) *F. Tassi** 147.
— parasitans (*B. et R.*) *F. Tassi** 147.
— Patouillardii *F. Tassi** 147.
— Pinastri (*Lév.*) *F. Tassi** 147.
— Pini *Oud.** 147.
— Pruni *McAlp.** 31, 147.
— quercicola *Oud.** 147.
— Rostrupii (*Berl. et Vogl.*) *F. Tassi** 147.
— Saccardianum (*Speg.*) *F. Tassi** 147.
— sambucinum (*Cke.*) *F. Tassi** 147.
— septorioides *Cke. et Mass.* 184.
— sphaerosporum (*Peck*) *F. Tassi** 147.
— stiparum *Speg.** 147.
— subglobosum (*Cke.*) *F. Tassi** 147.
— tephrosporum (*B. et C.*) *F. Tassi** 148.
— Tritici (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 148.
— typhicolum (*Fautr. et Lamb.*) *F. Tassi** 148.
— Ulmi (*Karst.*) *F. Tassi** 148.
— Yuccae *Speg.** 148.
Conium II, 1.
Conium maculatum *L.* 439, 503. — P. 167.
Conjugatae II, 88, 96, 99, 101, 105, 108, 109, 113, 114, 122.
Connaraceae 339, 686, 675. — II, 168.
Conocarpus II, 296.
Conocephalus *Bl.* 712. — II, 302, 337.
— acuminatus *Trec.* 713.
— amboinensis *Warb.* 713.
— amoenus *King.* 713.
— borneensis *Miq.* 713.
— cordifolius *Barg.-Petr.** 713.
— dubius *Barg.-Petr.** 713.
— ellipticus *Trec.* 713.
— intermedius *Barg.-Petr.** 713.
— lanceolatus *Trec.* 713.
— micranthus *Miq.* 713.
— microstachys *Barg.-Petr.** 713.
— oblongifolius *Barg.-Petr.** 713.
— ovatus *Trec.* II, 336.
— singalensis *Barg.-Petr.** 713.
— suaveolens *Bl.* 713.
Conomitrium Dussianum *Besch.** 256.
Conomorpha crotonoides 353.
— Dussii *Mez** 353. — II, 234.
— iteoides 353.
— Jelskii 353.
— heterantha 353.
— laxiflora 353.
— macrophylla 353.
— multipunctata 353.
— nemoralis 353.
— oblongifolia 353.
— peruviana 353.
— pseudoicacorea 353.
— reticulata 353.
— robusta 353.
— verticillata 353.
Conophalis ameriacanus 510.
Conopharyngia *Stapf* N. G. II, 214.
— angolensis (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— brachyantha (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— contorta (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— crassa (*Bth.*) *Stpf.** II, 214.
— Cumminsii *Stpf.** II, 214.
— durissima (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— elegans (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— Holstii (*K. Sch.*) *Stpf.** II, 214.
— Johnstonii *Stpf.** II, 214.
— Jollyana (*Pierre*) *Stpf.** II, 214.
— longiflora (*Bth.*) *Stpf.** II, 214.
— pachysiphon (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— (?) penduliflora (*K. Sch.*) *Stpf.** II, 214.
— Smithii (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— Stapfiana (*Britt.*) *Stpf.** II, 214.
— stenosiphon (*Stpf.*) *Stpf.** II, 214.
— Thonneri (*de Wild. et Dur. Stpf.** II, 214.
— usambarensis (*K. Sch.*) *Stpf.** II, 214.
Conopodium denudatum P. 117. — II, 399.
Conostegia subhirsuta 529.
Conostomum (?) extenuatum *Stirt.** 222, 256.
— tetragonum 448.
Conradia clandestina *Gris.* II, 230.
— depressa *Gris.* II, 230.

Digitized by Google

Conradia gloxinioides *Gris.* II, 280.
— mimuloides *Gris.* II, 280.
Conringia orientalis 488.
Constantinea II, 111.
Contarinia II, 570, 574.
— aceriplicans *Kieff.* II, 518, 519.
— aequalis *Kieff.* II, 518.
— cocciferae *Tavares** II, 574, 575.
— craccae *Kieff.* II, 545.
— ilicis *Kieff.* II, 575, 576.
— jacobaea *H. Löw.* II, 519.
— loti (*DC.*) II, 572.
— luteola *Tavares** II, 575, 576.
— pimpinellae *Tavares** II, 578.
— pulchripes *Kieff.* II, 544.
— quercina *Rübs.* II, 519.
— scoparia *Rübs.* II, 570.
Contortales 687.
Convallaria 610, 612, 617. — P. 116.
— majalis *L.* 347, 424, 481. — II, 499, 648, 788, 802. — P. 116. — II, 896.
Convolvulaceae 889, 540, 561, 609, 610, 612, 616, 687, 675. — II, 228, 297, 448, 510. — P. 121.
Convolvulus 528, 609, 614. — II, 858, 510.
— althaeoides *L.* II, 525.
— americanus *Aschs. et Graebn.** II, 228.
— arvensis *L.* 501. — II, 499.
— Borryi *Eastwood** II, 228.
— canariensis *L.* II, 562.
— cantabrica *L.* II, 475.
— dahuricus II, 228.
— eriospermus *Desr.* II, 228.
— frondosus *Willd.* II, 228.
— Garberi *Chapm.* II, 228.
Convolvulus havanensis *Gris.* II, 228.
— havanensis *Jacq.* II, 228.
— jamaicensis *Sp.* II, 228.
— macrocarpus *L.* II, 228.
— micranthus *Roem. et Schult.* II, 228.
— operculatus *Gomez* II, 228.
— parviflorus *Desr.* II, 228.
— Plumieri *Spr.* II, 228.
— polycarpus *H. B. K.* II, 228.
— Randii *Rendle** II, 228.
— rubrus *Vahl* II, 228.
— ruderarius *H. B. K.* II, 228.
— sepium *L.* II, 645.
— serpyllifolius *H. B. K.* II, 228.
— Soldanella *L.* 487.
— tomentosus *L.* II, 228.
— valenzuelanus *A. Rich.* II, 228.
— villosus falcatus 524.
Conyza ambigua *DC.* × Erigeron canadensis *L.** 672.
— arguta 538.
— chilensis 538.
— mixta *Foucaud** 672.
— myriocephala P. 189.
— notobellidiastrum 538.
— rugosa *Vahl* II, 225.
— straminea *Chod.** II, 222.
Cooperia Drummondii P. 118, 189.
— paniculata P. 118, 189.
Copaifera II, 297.
— Baumiana P. 29, 152.
— mopane *Kirk* II, 79, 825, 868.
Copepoda 571.
Copernicia cerifera II, 880.
Coprineae 28.
Coprinus 18, 29, 88.
— atramentarius P. 200.
Coprinus domesticus 181.
— dryophilus *Pat.** 80 148.
— Gibbsii *Mass. et Crossl.** 40, 148.
— lagopus 48.
— sterquilinus 48.
— velox *Godey* 40.
Coprosma II, 441.
Coptis trifolia 459.
Corallina II, 182.
— aculeata *Yendo** II, 182, 189.
— arborescens *Yendo** II, 189.
— confusa *Yendo** II, 189.
— decussato-dichotoma *Yendo** II, 189.
— kaifuensis *Yendo** II, 189.
— nipponica *Yendo** II, 189.
— radiata *Yendo** II, 189.
— sessilis *Yendo** II, 189.
— ungulata *Yendo** II, 189.
— yenoshimensis *Yendo** II, 189.
— vancouveriensis *Yendo** II, 182, 189.
Corallinaceae II, 109, 182.
Corallodendron crista-galli *(L.) O. Ktze.* II, 486.
Corallomyces 25.
— brachysporus *Penz. et Sacc.** 148.
Corallorrhiza 408.
— innata 419, 482, 508.
— multiflora 508.
— odontorhiza 508.
Corchorites crenulata *Deane** II, 788.
Corrhoropsis II, 207.
Corchorus capsularis II, 55, 882, 865.
— — *var.* attariya II, 55.
— olitorius II, 865.
— pyriformis II, 865.
Cordaicladus II, 782.
Cordaioxylon II, 766.

Digitized by Google

Cordaitaceae II, 745.
Cordaites II, 735, 762, 768, 781.
Cordia II, 55.
— alliodora *Cham.* II, 51.
— atrofusca *Taub.* II, 51, 68.
— cujabensis *M. et Sch.* II, 51.
— curassavica *DC.* II, 51.
— curassavica *Fresc.* II, 51.
— cylindristachya *R. et S.* II, 16.
— excelsa *A. DC.* II, 51, 68.
— fragrantissima II, 29.
— glabrata *A. DC.* 359. — II, 51.
— grandifolia *DC.* II, 51.
— Hassleriana *Chod.** II, 219.
— hypoglauca *A. DC.* 539. — II, 51.
— insignis *Cham.* II, 51.
— intermedia *Fresc.* II, 51.
— magnoliaefolia *Cham.* II, 51.
— maritima P. 146.
— nodosa *Lam.* II, 51.
— obscura *Cham.* II, 51.
— platyphylla *Steud.* II, 51.
— rotundifolia 529.
— scabrida *Mart.* II, 51.
— Sellowiana *Cham.* II, 51.
— silvestris *Fresc.* II, 51.
— umbraculifera *DC.* II, 51.
— uruguaya *Arech.** II, 219.
Cordieritis 25.
Cordyceps 25.
— caespitoso-filiformis *P. Henn.** 25, 148.
— Fleischeri *Penz. et Sacc.** 148.
— javensis *P. Henn.** 148.
— Michaëlisii *P. Henn.** 148.
— myosuroides *P. Henn.** 148.
Cordyceps Robertsii 101.
— rostrata *P. Henn.** 148.
— subcorticicola *P. Henn.** 25, 148.
— subdiscoidea *P. Henn.** 148.
— subochracea *Penz. et Sacc.** 148.
— subpolyarthra *P. Henn.** 25, 148.
— subunilateralis *P. Henn.** 148.
— surinamensis *P. Henn.** 148.
Cordylanthus pilosus P. 106.
Cordyline 564.
— dracaenoides P. 143.
Coreomyces *Thaxt.* N. G. 148.
— Corisae *Thaxt.** 148.
Coreopsis 518.
— crataegifolia 560.
— Elliotii *Sp. Moore** II, 222.
— falcata *Boynton** II, 222.
— Jacksonii *Sp. Moore** II, 222.
— lanceolata P. II, 369.
— ruwenzoriensis *Spenc. Moore** II, 222.
— stenophylla *Boynt.** II, 222.
— ugandensis *Sp. Moore** II, 222.
— Whytei *Sp. Moore** II, 222.
Corethromyces longicaulis *Thaxt.** 148.
Corethron II, 606.
— hystrix II, 605.
Coriandrum sativum 425, 439, 503. — II, 314.
Coriaria japonica P. II, 899.
— myrtifolia 391.
Corispermum hyssopifolium 401. — P. II, 378.
— Marschallii 400, 401.
Cornaceae 675. — II, 168. — P. 121.
Cornularia piniformis *Mc Alp.** 82, 148.
— Spina (*B. et Rav.*) *Sacc. et Syd.** 148.
Cornus II, 488, 553.
— asperifolia 675.
— australis 439.
— mas 411, 430, 439, 599.
— microcarpa 675.
— Nuttallii 524.
— Priceae *Small** 675. — II, 168.
— rhamnifolia *O. Web.* II, 758.
— sanguinea 599. — II, 751. — P. 176, 180.
— sibirica 442, 501.
— stricta P. 150, 175.
— suecica 459.
Coronanthera elliptica *C. B. Cl.* II, 240.
Coronilla 609.
— cretica 427.
— Emerus *L.* 415, 418, 425. — II, 481, 520.
— glauca *L.* II, 569.
— montana 405, 413, 415.
— vaginalis 411.
— varia *L.* 400, 419.
Coronopus II, 168.
Corrigiola littoralis 414.
Cortaderia argentea *Stpf.* II, 148.
— Selloana *(Schult.) Asch. et Gr.** II, 148.
— Sodiroana *Hack.** II, 148.
Corticium Allescheri *Bres.* 8.
— atrovirens *Berk.* 8.
— aurantiacum *Bres.* 8.
— byssinum *Karst.* 8.
— chlamydosporum *Burt.** 148.
— dendriticum *H. Henn.** 148.
— javanicum *(P. Henn.) Sacc. et Syd.** 148.

Digitized by Google

Corticium javanicum *Zimm.* 48, 44. — II, 868, 864.
— komabensis *P. Henn.** 28, 148.
— repens *Berk.* 44. — II, 864.
— Quéletii *Bres.* 8.
— stramineum *Bres.* 8.
— tephroleucum *Bres.** 148.
— Torrendii *Bres.** 10, 148.
Cortusa 618.
— Matthioli *L.* II, 478.
Cortinarius 19, 22.
— albidus *Peck* 20.
— amarus *Peck* 20.
— arenarius *Quél.* 10.
— aurasiacus *Pat.** 80, 148.
— Berlesianus *Sacc. et Cub.* 20.
— caesius *Clem.* 20.
— calochrous *(Pers.) Fr.* 20.
— clavicolor *Fr.* 20.
— coerulescens *Fr.* 20.
— collinitus *(Pers.) Fr.* 20.
— coloratus *Peck* 20.
— communis *Peck* 20.
— Copakensis *Peck* 20.
— corrugatus *Peck* 20.
— elatior 20.
— elatior pallidifolius *Peck* 20.
— glaucopus *(Schaeff.) Fr.* 20.
— glutinosus *Peck* 20.
— infractus *(Pers.) Fr.* 20.
— iodes *B. et C.* 20.
— intrusus *Peck* 20.
— lanatipes *Peck* 20.
— lapidophilus *Peck* 20.
— longipes *Peck* 20.
— luteo-fuscus *Peck* 20.
— maculipes *Peck* 20.
— mucosus *Fr.*. 20.
— muscigenus *Peck* 20.
— nudipes *Earle** 20, 148.
— obliquus *Peck** 148.
— ochropus *Peck* 20.
Cortinarius olivaceus *Peck* 20.
— pallidus *Peck* 20.
— porphyropus *Fr.* 20.
— purpurascens *Fr.* 20.
— radians *Earle** 20, 149.
— scaurus *Fr.* 20.
— sebaceus *Fr.* 20.
— sphaerisporus *Peck* 20.
— sphagnophilus *Peck* 20.
— splendidus *Peck* 20.
— squarrosus *Clem.** 149.
— sublateritius *Peck* 20.
— submarginalis *Peck** 149.
— turbinatus *(Bull.) Fr.* 20.
— turmalis *Fr.* 20.
— varius *(Schaeff.) Fr.* 20.
— virgatus *Peck* 20.
— Whiteae *Peck** 23, 149.
Coryanthes eximia *Fr. Gérard** II, 158.
— maculata *Cogn.* II, 158.
— speciosa *Hook.* II, 158.
— splendens *Barb. Rodr.** II, 158.
Corydalis 612, 625.
— aegopodioides *Lév. et Van.** II, 198.
— Boweri 491.
— cava 414, 416, 481, 608. — II, 17, 505.
— cheilanthifolia 696.
— chelidoniifolia *Lév. et Van.** II, 198.
— claviculata 408.
— daucifolia *Lév. et Van.** II, 198.
— glauca P. 196.
— Hendersoni 491.
— lutea 608. — II, 499.
— macrocalyx *Litwinow** II, 198.
— Martinii *Lév. et Van.** II, 198.
— Moorcroftiana 491.
— nobilis 603.
— ophiocarpa 696.
— pauciflora 459.
Corydalis solida 399.
— tenuifolia 696.
— thalictrifolia *Franch.* 497, 696.
— tibetica 491.
— Wetherillii *Eastwood** II, 198.
Corylus 864, 446, 458, 454, 617. — II, 300, 470, 513, P. 6. — II, 871, 872.
— americana fossilis *Newb.* II, 758.
— Avellana *L.* 846, 455. — II, 801, 488, 519, 525, 649. — P. 160. — II, 878.
— — *f.* oblonga 455.
— — *f.* silvestris 455.
— heterophylla 502.
— Macquarrii *Forbes* II, 758.
Coryne 25.
— aquatica *(Mass.)* 12.
— javanica *Penz. et Sacc.** 149.
Corynelia clavata *Sacc.* 24.
Corynephorus canescens 626.
Coryneum *Nees* 42.
— acerinum *Bacuml.** 15, 149.
— Juniperi *Allesch.** 149.
— juniperinum *Ellis* II, 422.
— Kunzei *Cda.* 80.
— macrospermum 41.
— Mussatianum *Sacc.** 149.
Corypha Gebanga P. 140.
Coscinodiscus II, 601, 608, 606.
— noricus II, 604.
— oculus iridis II, 605.
— radiatus II, 604.
Coscinodon *Spreng.* 240.
Cosmaridium silesiacum *P. Richt.* II, 86, 100.
Cosmarieae II, 124.
Cosmarium II, 95, 100, 123, 124.

Digitized by Google

Cosmarium bipaxillum *West** II, 139.
— biscrobiculatum *West** II, 139.
— Botrytis II, 87.
— ceylanicum(*West*) *West** II, 139.
— dorsitruncatiforme *West** II, 139.
— dorsogranulatum *West** II, 139.
— Freemanii *West** II, 139.
—(Pleurotaeniopsis)Füllebornii *Schmidle** II, 139,
— homalodermum II, 139.
— — *var.* minor *Schmidle** II, 139.
— laeve II, 97.
— Lindaui *Schmidle** II, 139.
— magnificum *Nordst.* 567.
— — *var.* patagonicum *Borge** 567.
— medioscrobiculatum *West* II, 139.
— montanum *Schmidle* 567.
— — *var.* pseudoregnesii *(West)* 567.
— occultum *Schmidle** II, 139.
— parallelum *Borge** 567.
— praemorsiforme *Gutw.** II, 139.
— pseudobotrytis *(Gay)* 567.
— pseudokirchneri *Borge** 567.
— pseudo-pyramidatum *Lundell* II, 87.
— pseudoscenedesmus *West** II, 140.
— pterophorum *West** II, 140.
— scenedesmus II, 99.
— spinuliferum *West** II, 140.
— Squinal 567.
Cosmarium Squinal *var.* majus *Borge** 567.
— subbireme *Gutw.** II, 140.
— subconstrictum *Schmidle* II, 140.
— suberosum *Gutw.** II, 140.
— suevicum *Kirchner** II, 100, 140.
—tetraophthalmum*(Kütz.) Menegh.* 567.
— — *var.* patagonicum 567.
— Tjibenongense *Gutw.** II, 140.
— Treubii *Gutw.* II, 140.
Cosmea bipinnata II, 499.
Cosmelia rubra II, 282.
Cosmocladium II, 124.
Cosmos sulphureus 548.
Costaria II, 110.
Costus 612.
— araneosus *Gagn.** II, 164.
— congestiflorus *Gagn.** II, 164.
—fissiligulatus *Gagnepain** II, 164.
— guanaiensis *Rusby** II, 164.
— latifolius *Gagn.** II, 164.
— macranthus 557.
— paucifolius *Gagn.** II, 164.
— phlociflorus *Rusb.** II, 164.
— rosulifer *Gagn.** II, 164.
— scaberulus *Gagn.** II, 164.
— spicatus 564.
— splendens *Donn. Sm.** II, 164.
— tonkinensis *Gagnepain** II, 164.
— ubangiensis *Gagn.** II, 164.
Cotoneaster 498.
— Francheti *Bois** 498. — II, 202.
Cotoneaster horizontalis 382, 490.
— integerrimus 411.
— pyracantha 438.
— vulgaris 438, 456.
Cottendorfia Rusbyi *Bak.** II, 145.
Cotula aurea 392.
Cotyledon 561, 676. — II, 734.
— Alstonii *Schoenl.** II, 168.
— nana *N. E. Br.** II, 168.
Cotylelobium Beccarii *Pierre** II, 171.
— flavum *Pierre** II, 171.
Coublandia fluvialis *Lindm.* II, 485.
Coulaceae 605.
Coulteria tinctoria II, 55.
Couratari Estrellensis *Radd.* II, 52.
— guianensis *Aubl.* II, 52.
— lignea II, 52.
— macrocarpa *Mart.* II, 52.
— Tauari *Bg.* II, 52.
Coursetia dubia 528.
Cousinia anomala P. 189.
— bicolor P. 189.
— buphthalmoides P. 189.
— contumax P. 189.
— fallax P. 189.
— libanotica *DC.* II, 558. — P. 189.
— Onopordon P. 189.
Covellia hispida II, 48.
Crambe cordifolia 491.
— strigosa *L'Hérit.* II, 562.
— tatarica 431.
Craniolaria II, 443.
Craspedaria crispata *Fée* II, 724.
Crassocephalum notonioides *Spenc. Moore** II, 222.
— ruwenzoriense *Spencer Moore** II, 222.

Digitized by Google

Crassula 561, 615, 676.
— arygrophylla *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— Bolusii 675.
— columnaris *L. f.* 675.
— congesta *N. E. Br.** 675. — II, 167.
— conjuncta *N. E. Br.** 675. — II, 167.
— Cooperi 675.
— cornuta *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— deceptor *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— elegans *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— Ernesti *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— Leipoldtii *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— loriformis *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— mesembrianthemoides *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— minutiflora *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— perforata *Thunbg.* 675.
— Rattrayi *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— rudis *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— sedifolia *N. E. Br.** 675. — II. 168.
— tenuipedicellata *Schoenl. et Bak.** II, 167.
— Tysonii *Schoenl. et Bak.** II, 167.
Crassulaceae 469, 601, 609, 612, 614, 615, 675. — II, 167, 450, 456, 465.
Crataegus 505, 515, 517, 518, 702. — II, 841, 558. — P. 201.
— abdita *Beadle** II, 208.
— abstrusa *Beadle** II, 202.
— aduncа *Beadle** II, 208.
— adusta *Beadle** II, 208.
— aemula *Beadle** II, 202.
— agrestina *Beadle** II, 202.
Crataegus albicera *Beadle** II, 204.
— alma *Beadle** II, 202.
— altrix *Ashe** II, 202.
— amica *Beadle** II, 208.
— amnicola *Beadle** II, 202.
— anisophylla *Beadle** II, 208.
— annosa *Beadle** II, 208.
— arcuata *Ashe** II, 202.
— arguta *Beadle** II, 208.
— ariana *Beadle** II, 204.
— armentalis *Beadle** II, 204.
— arrogans *Beadle** II, 208.
— arta *Beadle** II, 204.
— asperifolia 514.
— assimilis *Beadle** II, 202.
— attrita *Beadle** II, 208.
— aucira *Beadle** II, 202.
— audens *Beadle** II, 204.
— austrina *Beadle** II, 202.
— basilica *Beadle** II, 204.
— blanda *Sarg.** II, 204.
— brumalis *Ashe** II, 202.
— Bushii *Sargent** II, 204.
— callida *Beadle** II, 204.
— calva *Beadle** II, 208.
— cerronis *A. Nels.** II, 202.
— cibaria *Beadle** II, 204.
— cibilis *Ashe** II, 204.
— cirrata *Beadle** II, 208.
— clara *Beadle** II, 208.
— Coleae *Sarg** 701. — II, 204.
— colonica *Beadle** II, 208.
— communis *Beadle** II, 202.
— compitalis *Beadle** II, 208.
— concinna *Beadle** II, 202.
— constans *Beadle** II, 208.
— contrita *Beadle** II, 202.
— corusca *Sarg.** II, 204.
— Craytonii *Beadle** II, 204.
Crataegus cristata *Ashe** II, 202.
— crocata *Ashe** II, 202.
— crocea *Beadle** II, 204.
— crocina *Beadle** II, 204.
— curva *Beadle** II, 208.
— dapsilis *Beadle** II, 208.
— denaria *Beadle** II, 204.
— dolosa *Beadle** II, 208.
— durobrevensis *Sarg.** 701. — II, 204.
— eburnea *Ashe** II, 202.
— edita *Sarg.** II, 204.
— edura *Beadle** II, 204.
— egens *Beadle** II, 208.
— egregia *Beadle** II, 208.
— Ellwangeriana *Sarg.** II, 204.
— exilis *Beadle** II, 208.
— eximia *Beadle** II, 202.
— extraria *Beadle** II, 202.
— fecunda *Sarg.** II, 204.
— fera *Beadle** II, 204.
— flava *Sarg.* II, 204.
— florens *Beadle** II, 208.
— floridana *Sarg.** II, 204.
— foetida *Ashe** II, 202.
— fortis *Beadle** II, 208.
— frugalis *Beadle** II, 208.
— fruticosa *Sarg.** 701. — II, 204.
— furtiva *Beadle** II, 208.
— galbana *Beadle** II, 208.
— gemmosa *Sarg.** II, 204.
— georgiana *Sarg.** II, 204.
— gilva *Beadle** II, 202.
— gravida *Beadle** II, 204.
— gregalis *Beadle** II, 204.
— Gruberi *Ashe** II, 202.
— illudens *Beadle** II, 208.
— illustris *Beadle** II, 202.
— impar *Beadle** II, 202.
— inanis *Beadle** II, 202.
— incana *Beadle** II, 203.
— ingens *Beadle** II, 202.
— inopina *Beadle** II, 203.
— inops *Beadle** II, 203.
— insidiaca *Beadle** II, 203.
— integra *Beadle** II, 208.
— interior *Beadle** II, 202.

Digitized by Google

Crataegus iracunda *Beadle** II, 204.
— lacera *Sarg.** II, 204.
— lacrimata *Small** 702. — II, 205.
— lanata *Beadle** II, 208.
— Laneyi *Sarg.** 701. — II, 204.
— laxa *Beadle** II, 208.
— lenis *Beadle** II, 202.
— limata *Beadle** II, 208.
— lobulata 514.
— luculenta *Sarg.** 701. — II, 204.
— macilenta *Beadle** II, 202.
— macra *Beadle** II, 204.
— maloides *Sarg.** 701. — II, 204.
— melanocarpa *M. B.* II, 558.
— mendosa *Beadle** II, 202.
— meridiana *Beadle** II, 204.
— mira *Beadle** II, 208.
— monogyna 481, 702. — II, 546. — P. 116. — II, 897.
— nubicola *Beadle** II, 204.
— obtecta *Ashe** II, 202.
— oicus *Ashe** II, 202.
— orientalis 489.
— Oxyacantha *L.* II, 519, 569, 583. — P. 98, 116, 141, 158, 175, 206. — II, 396.
— paludosa *Sarg.** 701. — II, 204.
— panda *Beadle** II, 208.
— pansiaca *Ashe** II, 202.
— penita *Beadle** II, 202.
— pennsilvanica *Ashe** II, 202.
— pexa *Beadle** II, 204.
— Piperi *N. L. Britton** 701. — II, 204.
— populnea *Ashe** II, 202.
— porrecta *Ashe** II, 202.
— premora *Ashe** II, 202.
Crataegus Pringlei 514.
— pulla *Beadle** II, 208.
— pyracantha 402.
— rara *Beadle** II, 208.
— Ravenelii *Sarg.** II, 204.
— recurva *Beadle** II, 208.
— regalis *Beadle** II, 204.
— resima *Beadle** II, 208.
— rigens *Beadle** II, 202.
— rimosa *Beadle** II, 208.
— robur *Beadle** II, 202.
— rustica *Beadle** II, 204.
— scabrida 514.
— sera *Sarg.** II, 204.
— Shaferi *Ashe** II, 202.
— sheridana *A. Nels.** II, 204.
— sodalis *Beadle** II, 208.
— sordida *Sarg.** II, 204.
— subviridis *Beadle** II, 202.
— tenella *Ashe** II, 202.
— tersa *Beadle** II, 204.
— torva *Beadle** II, 204.
— tristis *Beadle** II, 208.
— valida *Beadle** II, 208.
— versuta *Beadle** II, 208.
— viaria *Beadle** II, 208.
— viatica *Ashe** II, 202.
— vicana *Beadle** II, 208.
— vicinalis *Beadle** II, 204.
— villaris *Beadle** II, 208.
— virella *Ashe** II, 202.
— virenda *Beadle** II, 208.
— Wheeleri *Aven Nelson** II, 204.
Crataeva religiosa 553, 667.
— — *var.* brevistipitata 667.
Craterospermum grumileoides *K. Sch.** II, 237.
— montanum *Hiern* II, 863.
Cremanthodium Deasyi 494.
— Fleischeri 494.
— goringensis 494.
Crepidotus Citri *Pat.** 24, 149.
Crepidotus cuneiformis *Pat.** 24, 149.
— Dussii *Pat.** 24, 149.
— laceratus *Pat.** 24, 149.
— Psychotriae *Pat.** 24, 149.
— Ragazzianus *Bres.* 10.
Crepis 475, 514, 616. — II, 788.
— agrestis 435.
— alpestris 475.
— alpina 439.
— bellidifolia *Lois.* 484.
— biennis II, 798. — P. 107.
— bureniana *Boiss.* II, 558.
— capillaris *(L.)* 435.
— conyzaefolia 671.
— — *var.* chrysotricha 671.
— decumbens 484.
— Degeniana 671.
— flexuosa 494.
— foetida 405, 439, 440.
— glomerata 494.
— grandiflora 473, 475.
— neglecta 481.
— parviflora 439.
— praemorsa 440.
— pulchra 434, 439.
— rigida 439, 440, 514.
— rubra 479.
— setosa 435, 440, 671.
— — *var.* calvifrons *Borb.** 671.
— — *var.* glabrata *Porc.* 435, 671.
— sibirica 435, 501.
— sorocephala 494.
— succisaefolia 408, 409, 414, 415.
— taraxacifolia 397, 514.
— tectorum 397, 418.
— trojanensis *Urumoff** II, 222.
— virens *Vill.* 435, 513.
Crescentia II, 55.
Cribrariaceae 7.
Criella Aceris-laurini *(Pat.) Sacc. et Syd.** 149.
— Rhododendri *(Racib.) Sacc. et Syd.** 149.

Digitized by Google

Crinum 540, 561. — P. 29, 184.
— brevistylum *Bail.** II, 145.
— brisbanicum *Bail.** II, 145.
— Douglasii *Bail.** II, 145.
— Forbesianum *Schult.* 558.
— Forbesianum *Herbert* 558.
— Johnstoni *Baker* 553, 641.
— latifolium 558.
— longifolium 558.
— longiflorum 584.
— natans 641.
— pestilentis *Bail.** II, 145.
— purpurascens *Gärtn.* II, 557.
— Samuelii *Worsl.** II, 145.
— scabrum 558.
— Wimbushii *Worsley** II, 145.
Cristaria (?) Kuntzei *Speg.** II, 181.
— linoides *Speg.* II, 181.
— patagonica *O. Ktze.* II, 181.
Cristularia *Sacc.* 129.
Crithmum maritimum 489.
Crocus 613, 625. — II, 434, 612, 618.
— banaticus 419.
— luteus II, 612.
— reticulatus *Stev.* 484.
— Scharojani 647.
— vernus 625. — II, 612.
Cronartium asclepiadeum (*Willd.*) 111, 115. — II, 375, 394, 395, 400.
— flaccidum 115. — II, 395, 400.
— Nemesiae *Vestergr.* 115. — II, 395. 399.
— Paeoniae 78.
— Pedicularis *Lindr.* II, 399.
Cronartium ribicola *Dietr.* 118, 118. — II, 378, 375, 397, 408.
Crossidium *Jur.* 240.
Crossomitrium fontanum (*Mitt.*) *Jaeg.* 227.
Crossotheca II, 767.
— trisectata *Sellards** II, 767.
Crossostylis biflora *Forst.* II, 201.
— grandiflora *Brongn. et Gris.* II, 201.
Crotalaria II, 493, 825, 869.
— aculeata 685.
— anagyroides 528. — II, 498. — P. 24, 204.
— brevidens 558.
— cephalotes 559.
— Cornetii 558.
— glauca 558.
— juncea 534. — II, 869.
— lachnoclada P. 29, 209.
— longifoliolata 685.
— ononoides 558.
— Pechueliana *Schinz* II, 80, 825.
— striata *DC.* II, 498.
— tenuifolia II, 869.
— ukingensis 559.
Croton 613, 616, 618. — II, 15, 279.
— angustatus *Urb.** II, 171.
— brachytrichus *Urb.** II, 171.
— californicus longipes II, 15.
— californicus Mobarensis II, 15.
— californicus tenuis II, 15.
— cascarilla *L.* II, 171.
— cascarilloides *Geisel.* II, 171.
— Engelmanni albinoides II, 15.
— flavens rigidus 584.
— floridanus II, 15.
— fruticulosus P. 148.
Croton glandulosus II, 15.
— glandulosus renatifolius II, 15.
— glandulosus Shorti II, 15.
— leucophyllus trisepalis II, 15.
— litoralis *Urb.** II, 171.
— — *var.* Rugelianus *Urb.** II, 171.
— martinicensis *Urb.** II, 171.
— megaladenus *Urb.** II, 171.
— Miquelensis II, 15.
— Picardaei *Urb.** II, 171.
— Poitaei *Urb.** II, 171.
— polytomus *Urb.** II, 171.
— Priorianus *Urb.** II, 171.
— rivularis *Becc.** II, 171.
— rosmarini* II, 171.
— subglaber *Urb.** II, 171.
— Tiglium II, 27, 58.
— walthericides *Urb.** II, 171.
Crowea angustifolia 708.
Crozophora II, 171.
— tinctoria *Juss.* 484. — II, 444.
Crucianella II, 808.
— angustifolia *L.* 439, 478. — II, 568, 569.
— glomerata P. II, 899.
— — *var.* lasiantha P. II, 899.
— latifolia 439.
— macrostachya P. 198.
— maritima P. II, 899.
— syriaca P. 198.
Crucibulum *Tul.* 28.
— crucibuliforme (*Scop.*) 28.
— juglandicolum (*Schw.*) *De Toni* 28.
— vulgare *Tul.* 28.
Crucifera 890.
Cruciferae 548, 600, 601, 609, 615, 616. — II, 22, 168, 447, 450, 491.

Digitized by Google

Cruikshanksia tripartita 580.
Crumenaria polygaloides 588.
Crupina vulgaris 489, 440.
Cryphaea brevidens *C. Müll.** 256.
— chlorophyllosa *C. Müll.** 256.
— pusilla *C. Müll.** 256.
Cryptanthe 665.
— depressa *Aven Nelson** II, 219.
— fallax *Gr.** II, 219.
— grisea *Gr.** II, 219.
— horridula *Gr.** II, 219.
— Howellii *A. Nels.** II, 219.
— monosperma *Greene** II, 219.
— multicaulis *Howell* II, 219.
— simulans *Gr.** II, 219.
— vitrea *Eastwood** II, 219.
Cryptogonium trichodes *Hpe. et C. Müll.* 245.
Cryptogramma Stelleri (*Gmel.*) *Prsl.* II, 719.
Cryptolepis II, 218.
— Baumii *N. E. Br.** II, 217.
— Brazzaei *Baill.* II, 217.
— decidua *N. E. Br.** II, 217.
— Hensii *N. E. Br.** II, 217.
— myrtifolia *Schlecht.* II, 217.
— producta *N. E. Br.** II, 217.
— Sizenandii *Rolfe* II, 217.
— suffruticosa (*K. Sch.*) *N. E. Br.* II, 217.
— Welwitschii *Hiern* II, 217.
Cryptomela *Sacc.* 42.
Cryptomeria II, 296, 426.
Cryptomyces Pongamiae *Berk. et Br.* II, 868.
— Rhododendri *Racib.* 149.
Cryptophyllaspis Bornmülleri *Rübs.** II, 568.
— Rübsaameni *Cock.** II, 522.
Cryptoporus *Shear* N. G. 22, 149.
— volvatus (*Peck*) *Shear** 22, 149.
— volvatus Torreyi *Shear* 28.
Cryptosepalum Boehmii *Harms** II, 174.
— Busseanum *Harms** II, 174.
— dasycladum 560.
— Debeerstii *Wild.** 685. — II, 174.
— exfoliatum *Wild.** 685. — II, 174.
— pulchellum 558.
— Verdickii *Wildem.** 685. — II, 174.
Cryptosporella (Cryptosporina) Macrozamiae *P. Henn.** 149.
Cryptosporium cerasinum *Peck* II, 869.
— ellipticum *Syd.** 149, 888.
Cryptostegia II, 55.
Cryptostictis Niesslii *Oud.** 149.
Cryptotaenia japonica 500, 508. — P. 198.
Cryptotaeniopsis *Dunn* N. G. II, 208.
— asplenioides *Boiss.** II, 208.
— filicina (*Franch.*) *Boissieu** 500. — II, 208.
— Tanakae (*Fr. et Sav.*) *Boissieu* 500. — II, 208.
— vulgaris *Dunn** II, 208.
— vulgaris *Hook.* 711.
Cryptovalsa *Ces. et DeNot.* 97.
— ampelina *(Nke.) Fuck.* 97.
— ampelina *Pir.* 97.
— arundinaceae *Sacc.* 97.
Cryptovalsa Citri *Catt.* 97.
— citricola *(Ell. et Ev.) Berl.* 97.
— Clematidis *Br. et Har.* 97.
— Coryli *Vogl.* 97.
— crotonicola *Rehm* 97.
— depressa *(Fr.) Sacc.* 97.
— effusa *Fuck.* 97.
— elevata *(Berk.) Sacc.* 97.
— eutypaeformis *Sacc.* 97.
— eutypelloidea *Sacc.* 97.
— exigua *(Wint.) Berl.* 97.
— microsperma *(Sacc.) Berl.* 97.
— Nitschkei *Sacc.* 97.
— platensis *Speg.* 97.
— prominens *(Howe) Berl.* 97.
— protracta *(Pers.) Ces. et De Not.* 97.
— Pruni *Fuck.* 97.
— pustulata *Ell. et Ev.* 97.
— Rabenhorstii *(Nke.) Sacc.* 97.
— — *var.* Rosarum *Sacc.* 97.
— Rubi *Pass. et Beltr.* 97.
— Sassafras *(Ell. et Ev.) Berl.* 97.
— sparsa *Ell. et Ev.* 97.
— subendoxyla *Sacc.* 97.
— tenella *Sacc.* 97.
— Terebinthi *Br. et Har.* 97.
— uberrima *(Tul.) Sacc.* 97.
Ctenanthe casupoides 356.
— compressa 356.
— dasycarpa *(Donn. Sm.) K. Sch.** 356. — II, 154.
— glabra 356.
— Kummeriana 356.
— lanceolata 353.
— Lubbersiana 356.
— Muelleri 356.
— Oppenheimiana *(Morren) K. Sch.** 356. — II, 154.
— pilosa 356.

Digitized by Google

Ctenanthe setosa 856.
Ctenidium molluscum 220.
— procerrimum 220.
CtenisNathorsti *Hj. Möller** II, 758.
Ctenophrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— unilaterale *(Bak.) K. Sch.* II, 154.
Ctenopteris columbiensis *Penhallow** II, 758.
Cucumis 556, 557. — II, 788. — P. 169.
— Melo *L.* II, 510, 827.
— prophetarum 892.
— sativus *L.* 868. — II, 510, 827. — P. II, 881.
Cucumites Lesqueureuxii *Knowlt.** II, 746.
Cucurbita 868, 556, 557. — II, 629, 827. — P. 158. — II, 865.
— ficifolia 892, 584.
— maxima *Duch.* II, 510, 652.
— Pepo *L.* 868. — II, 259, 510, 628, 688. — P. 44. — II, 865, 881.
Cucurbitaceae 889, 540, 609, 610, 680, 687, 676. — II, 47, 228, 510, 647. — P. 121.
Cucurbitariaceae 7, 14.
Cucurbitaria arizonica *Ell. et Ev.** 149.
— Celtidis *Shear** 22, 149.
— juglandina *Ell. et Barthol.** 149.
— Laburni II, 875.
— salicina *Fuck.* 88.
Cudoniella microspora *Penz. et Sacc.** 149.
Cudorina II, 120.
Culcitium magellanicum *H. et J.* II, 226.
— Gilliesii *(Hook. et Arn.) Speg.* II, 226.
Cuminum cymium 425.
Cunninghamella africana 94.
Cunninghamites II, 744.
Cunoniaceae 684.
Cupania II, 48.
— emarginata *Camb.* II, 50.
— tenuivalvis *Radlk.* II, 50.
— vernalis *Camb.* II, 50.
Cuphea II, 511.
— balsamona 588.
— dipetala 529.
— Hassleri *Koehne** II, 180.
— inaequalifolia 588.
— lysimachioides 588.
— mesostemon II, 180.
— ovalifolia *(Chod.) Koehne** 588. — II, 180.
— polymorpha 588.
— pterosperma 588.
— racemosa 529.
— stenopetala 588.
— urens *Koehne** II, 180.
— viscosissima 514.
Cupressinoxylon peucinum *Göpp.* II, 755.
Cupressus 618.
Cupularia II, 788.
— viscosa II, 788.
Curcuma alismatifolia *Gagnep.** II, 164.
— longa II, 54.
— sparganifolia *Gagn.** II, 164.
Curroria II, 217.
Curtisia faginea II, 294.
Cuscuta africana 596.
— epithymum *L.* 466. — II, 874.
— europaea 418. — II, 858.
— Gronovi 401, 420.
— indecora 620.
— suaveolens II, 858.
Cusparieae II, 277.
Cutleria II, 105.
— cylindrica *Okam.** II, 105, 140.
Cyananthus incanus 495.
Cyanastraceae II, 147.
Cyanastrum Verdickii *Wild.** II, 147.
Cyanella amboensis *Schz.** II, 145.
Cyanophyceae 569, 571. — II, 96, 98, 102, 107, 108, 111, 188, 575.
Cyanothyrsus Soyauxii *Harms** II, 174.
Cyathea II, 701. — P. 151.
— Macarthuri II, 688.
— Schanschin *Mart.* II, 724.
— — *var.* brasiliensis *Christ** 724.
— Tchihatchewi II, 781.
Cyatheaceae II, 684.
Cyathia *P. Br.* 28.
— Berkeleyana *(Tul.) White** 28, 149.
— dura *White** 28, 149.
— hirsuta *(Schaeff.) White** 28, 149.
— — *var.* infundibuliformis *White** 28.
— intermedia *(Mont.) White** 28, 149.
— lentifera *(L.) White** 28, 149.
— melanosperma *(Schw.) White** 28, 149.
— Montagnei *(Tul.) White** 28, 149.
— pallida *(B. et C.) White** 28, 149.
— Poeppigii *(Tul.) White** 28, 149.
— rugisperma *(Schw.) White** 28, 149.
— rufipes *(Ell. et Ev.) White** 28, 150.
— stercorea *(Schw.) White** 28, 150.
— Wrightii *(Berk.) White** 28, 150.
Cyathicula Marchantiae *(Sommf.) Sacc.* 17.
Cyathophorum spinosum *Fl.** 258, 256.

Digitized by Google

Cyathus *Hall.* 23.
— fimetarius *DC.* 10.
— Lesueurii *Tul.* 23, 150.
— microsporus 149.
— — *var.* Berkeleyanus *Tul.* 149.
— Montagnei *Tul.* 149.
— Olla *Pers.* 23, 149.
— pallidus *B. et C.* 149.
— Poeppigii *Tul.* 149.
— rufipes *Ell. et Ev.* 150.
— sericeus *Sch.* 10.
— striatus *Willd.* 23, 149.
— vernicosus *DC.* 23, 149.
— Wrightii *Berk.* 150.
Cybianthus 692.
— angustifolius 352.
— Boissieri 353.
— coriaceus 353.
— Cruegeri *Mez** 353. — II, 234.
— cuneifolius 353.
— cuspidatus *Gris.* 353. — II, 234.
— densicomus 353.
— detergens 353.
— glaber 353.
— macrophyllus 353.
— multicostatus 353.
— myrianthus *Gris.* II, 234.
— nitidus 353.
— parvifolius 353.
— penduliflorus 352.
— Prieurei 353.
— psychotrifolius 353.
— subspicatus 353.
Cycadaceae 610, 613, 617, 635. — II, 47, 144.
Cycadales II, 754.
Cycadeoidea II, 751.
— Marshiana II, 780.
Cycadites II, 758.
Cycadocarpidium Erdmanni II, 754.
Cycadocephalus *Nath.* N. G. II, 754.
— Lewardi *Nath.** II, 754.
Cycadofilices II, 765, 767.
Cycadopteris II, 781.
Cycadospadix integer II, 754.
Cycadospermum Dawsoni *Shirley** II, 768.
Cycadoxyleae II, 704.
Cycas II, 348, 754, 802, 827.
— circinalis II, 47.
— revoluta II, 688. — P. 137.
Cycladenia venusta *Eastwood** II, 214.
Cyclamen 490, 609, 613, 622. — II, 434, 464, 466, 518, 553, 783, 789, 794, 799. — P. 139.
— choum II, 434.
— europaeum *L.* II, 504. — P. II, 381.
— persicum *Mill.* II, 504, 553, 789.
Cyclanthaceae 613, 642. — II, 291.
Cycloconium II, 424.
— oleaginum II, 414, 424.
Cyclocrinus II, 770.
— Roemeri II, 771.
Cyclodium *Presl* II, 717.
— meniscioides *(Willd.) Pr.* II, 724.
— rigidissimum *Christensen** II, 724, 730.
Cyclopedia II, 725.
Cyclopeltis *J. Sm.* II, 717.
Cyclophora II, 597, 598.
Cyclopitys Nordenskiöldi II, 781.
Cyclosorus *Lk.* II, 717.
Cyclotella II, 598, 604.
— Balatonis *Pant.** II, 608.
— bodanica II, 602.
— comta II, 598, 602.
— crucigera *Pant.** II, 608.
— ocellata *Pant.** II, 608.
— planctonica II, 602.
— Schroeteri II, 599.
Cycnium Questieauxianum 705.
— Verdickii 705.
Cydista aequinoctialis 580.
Cydonia japonica P. 143.
— vulgaris II, 551. — P. 79, 182. — II, 869, 409.
Cylicomorpha Solmsii 557.
Cylindrites II, 740.
— rimosus *Heer* II, 740.
Cylindrium carpogenum *Sacc.** 150.
— fugax *Penz. et Sacc.** 150.
— intermixtum *Mc Alp.** 32.
Cylindrocystis II, 124.
— pyramidata *West** II, 140.
Cylindrospermum Goetzei *Schmidle** II, 140.
— tropicum *West** II, 140.
Cylindrosporium infuscans *Ell. et Ev.** 150.
— Padi 88. — II, 369, 421, 422.
Cylindrotheca II, 600.
Cymadoceites parisiensis *Bur.* II, 769.
Cymathere II, 110.
Cymatopleura II, 600.
— elliptica II, 604.
— pygmaea *Pant.** II, 608.
— Solea II, 604.
Cymbella II, 601.
— Ancyli *Cleve** II, 608.
— gibbosa *Pant.** II, 608.
— hebetata *Pant.** II, 608.
— Loczyi *Pant.** II, 608.
— Nerei *Pant.** II, 608.
— reducta *Pant.** II, 608.
— signata *Pant.** II, 608.
— Vaszaryi *Pant.** II, 608.
Cymbidium 651.
— albo-rubens *Makino** II, 158.
— bicolor II, 621.
— eburneum II, 783, 785.
— giganteum II, 489.
— Hoosaei *Makino** II, 158.
— kauran *Makino** II, 158.

Digitized by Google

Cymbidium scabroserrulatum *Mak.** II, 158.
— Simonsianum 651.
Cymboseris palaestina P. 189.
Cymodocea 568.
— aequorea *Koen.* 484.
Cynanchum 442.
— acutum II, 510.
— praecox *Schlecht.** II, 217.
— racemosum *Jacq.* II, 217.
— Vincetoxicum *R. Br.* P. 8.
Cynara cardunculus 489. — II, 827.
— Scolymus II, 827.
Cynaraceae 610.
Cynips II, 518, 528, 524, 567, 575.
— caput-medusae *Htg.* II, 520, 561, 564, 586.
— coriaria *Haimh.* II, 566, 567, 577, 578, 579, 580.
— — *var.* lusitanica *Kieff.* II, 567, 577.
— fecundatrix II, 568.
— insana *Mayr* II, 560.
— Kollari *Htg.* II, 515, 520, 566, 575, 576, 577, 578, 579, 580.
— Korlevici *Kieff.** II, 545.
— Panteli *Tavares** II, 577, 578, 580.
— Theophrastea *Trott.* II, 520, 529.
— tinctoria II, 515.
— tozae *Bosc.* II, 566, 576, 577, 578, 579.
Cynocrambaceae 389.
Cynoctonum bulligerum P. 189.
— petiolatum P. 144.
Cynodon Dactylon *Pers.* II, 549, 558, 569. — P. 8, 161.
Cynodontium alpestre *(Wahlbg.) Lindb.* 246.
Cynodontium laxirete *(Dicks.) Grebe* 246.
— Limprichtianum *Grebe* 246.
— polycarpum 218.
— — *var.* alaskanum *Card. et Ther.** 218.
— Schisti *(Wahlenb.) Lindb.* 242.
— strumiferum *(Ehrh.) De Not.* 228, 226.
— Treleasei *Card. et Ther.** 256.
Cynoglossum germanicum *Jacq.* 405. — II, 475.
— officinale *L.* 398, 418, 477. — II, 64. — P. 194.
— pictum *Ait.* II, 475.
Cynometra 542, 586.
— Alexandrae *C. H. Wright** II, 174.
— bauhiniaefolia *Benth.* II, 488.
— Mannii II, 888.
— Schumanniana *Harms** II, 174.
— simplicifolia *Harms** II, 174.
— Warburgii *Harms** II, 174.
Cynomoriaceae 676.
Cynomorium 602. — II, 312.
Cynorchis purpurascens 651.
— villosa *Rolfe** 651. — II, 158.
Cynosorchis Hanningtonii 558.
— uncata *(Rolfe) Krzl.** II, 158.
Cynosurus 645.
— cristatus 398.
— echinatus 480, 481, 466.
— elegans 645.
— gracilis 645.
Cyperaceae 341, 349, 386, 388, 389, 391, 540, 551, 615, 616, 642. — II, 146, 276, 290, 441.
Cyperites II, 769.
Cyperus 554, 612. — P. 196.
— articulatus 558.
— brizaeus 584.
— Bushii *Nash** II, 147.
— cephalotes 541.
— colymbetes 541.
— esculentus *L.* II, 49, 828, 824.
— flavescens *L.* 487.
— — *var.* ferrugineus *D. Bon.** 487.
— flavus 534.
— fuscus 418.
— Grayii P. 145.
— immensus 553.
— longispicatus *Norton** II, 147.
— longus 418, 429.
— Michauxianus 584.
— nudicaulis 541.
— Papyrus 521, 541, 554.
— platystylis 541.
Cyphella marginata *Mc Alp.** 82, 150.
Cyphia Antunesii *Engl.** II, 220.
Cyphocarpus rigescens II, 497.
Cypripedium 507, 612, 613, 626. — II, 788, 787, 794, 796.
— acaule 508.
— arietinum 508, 514.
— Calceolus *L.* 474, 502. — II, 499, 786.
— Chamberlaynianum × philippinense II, 787.
— guttatum 456, 502.
— Helvetia *Froebel* II, 787.
— insigne II, 798.
— macranthum 502.
— parviflorum 508.
— pubescens 508.
— Rothschildianum *Rchb. fil.* 888, 546. — II, 794.
— spectabile 508.
Cyrrhopetalum Hookeri 651.

Digitized by Google

Cyrtandra geocarpa 629.
— hypogaea 629.
Cyrtomium *Presl* II, 717.
— fraxinellum *Christ* II, 714.
— — *var.* inaequale *Christ** II, 714.
Cyrtopera Stolziana *Krzl.** II, 158.
Cyrtopodium lineatum *Barb. Rodr.** II, 158.
— punctatum *Lindl.* 652.
Cystiphycus II, 747.
Cystoclonium II, 90, 91.
— purpurascens *(Huds.) Kütz* II, 90, 270.
Cystococcus humicola II, 92.
Cystoflagellata 571. — II, 125.
Cystopteris II, 701.
— bulbifera II, 552.
— fragilis *Bernh.* II, 552, 709, 714. — P. II, 398.
— Ulei *Christ** II, 724, 780.
Cystopus candidus *(Pers.) Lév.* 34. — II, 370, 388.
— cubicus II, 375.
— Ipomoeae *(Schw.)* II, 368.
— Lepigoni *De By.* 34.
— Mikaniae *Speg.** 150.
— Portulacae II, 375.
— Tragopogonis *Schroet.* II, 374.
Cystoseira II, 759.
Cytharexylum II, 443.
— molle II, 443.
— pentandrum II, 443.
— Poeppigii P. 138.
Cytinus 699.
— quadrangularis II, 443.
Cytisus II, 47, 585.
— aeolicus 483.
— albus *Lk.* II, 567, 569, 585.
— Georgievii *Velen.** II, 175.
— Laburnum *L.* P. 15. — II, 375.
Cytisus lasiosemius 487.
— Nejčeffii *Urumoff** II, 175.
— nigricans 407, 408.
— prolifer *L. fil.* II, 562.
— pseudopygmaeus *Velen.** II, 175.
— tmoleus 487.
Cytodiplospora 41.
— Tiliae *Oud.** 150.
Cytospora II, 869.
— Acaciae *Oud.** 150.
— cornicola *Oud.** 150.
— exasperans *Ell. et Ev.* 9.
— Hibisci *Oud.** 150.
— Hippocastani *Oud.** 150.
— Myricae *P. Henn.** 150.
— pallida *Ell. et Ev.** 33, 150.
— Palmarum *Cke.* 9.
— rhoicola *Oud.** 150.
Cytosporella Armeniacae *Mc Alp.** 31, 150.
— Hibisci *Oud.** 150.
— Liquidambaris *P. Henn.** 150.
Cytosporina peregrina *Speg.* 150.
— Pircuniae *Speg.** 150.
— Sorbi *Oud.** 150.
— Spegazzinii *Sacc. et Syd.** 150.
Czernaevia laevigata 501.

Daboecia polifolia 478.
Dacryomyceteae 7, 12, 14.
Dactyliosolen II, 603, 606.
— antarcticus II, 605.
Dactylis Aschersoniana *Graebner* 393, 400, 403.
— glomerata *L.* 393, 430. — II, 505. — P. 112. — II, 376, 402.
— — *var.* lobata *Drejer* 393.
— hispanica 413.
— — *var.* lobata 413.
— lobata *(Drej.) Ostenf.* 393.
Dactyloctenium aegyptiacum 402. — II, 822.
Dactylopetalum Barteri 559.
Dodoxylon II, 761, 766.
— Dantzii *Pot.* II, 761.
— Pedroi *Zeiller* II, 766.
— Spenceri *Scott** II, 765, 766.
Daedalea 16, 91.
— bonariensis *Speg.** 150.
Daemia extensa *R. Br.* II, 80, 825.
— — *var.* angolensis *Dcn.* II, 80, 825.
Daemonhelix II, 738, 739.
— cretacea *Elbert* II, 739.
Daemonorops 654.
— acanthobolus *Becc.** II, 162.
— annulatus *Becc.** II, 162.
— collariferus *Becc.** II, 162.
— cristatus *Becc.** II, 162.
— dissitophyllus *Becc.** II, 162.
— diversispinus *Becc.** II, 162.
— draconcellus *Becc.** II, 162.
— erinaceus *Becc.** II, 162.
— Forbesii *Becc.** II, 162.
— formicarius *Becc.** II, 162.
— longispathus *Becc.** II, 163.
— imbellis *Becc.** II, 162.
— intumescens *Becc.** II, 162.
— lamprolepis *Becc.** II, 162.
— mattanensis *Becc.** II, 162.
— microstachys *Becc.** II, 162.
— microthamnus *Becc.** II, 162.
— Motleyi *Becc.** II, 162.
— oxycarpus *Becc.** II, 162.

Digitized by Google

Daemonorops Pierreanus *Becc.** II, 162.
— pseudomirabilis *Becc.** II, 162.
— ruptilis *Becc.** II, 168.
— singalanus *Becc.** II, 162.
— sparsiflorus *Becc.** II, 162.
— stenophyllus *Becc.** II, 162.
— ursinus *Becc.** II, 162.
Dahlia variabilis *Desf.* II, P. 168, 206.
Dalbergia 547. — II, 55.
— Baroni II, 826.
— Harmsiana 685.
— lactea 557.
— megalocarpa *Harms** II, 175.
— melanoxylon II, 825.
— sambesiaca *Schz.** II, 175.
Daldinia 25. — II, 418.
— argentinensis *Speg.** 150.
— clavata *P. Henn.** 25, 150.
— cuprea *Starb.** 587.
— vernicosa *(Schw.) Ces. et De Not.* 587.
— — *f.* microspora *Starb.** 587.
Daltonia angustifolia *Dz. Mb.* 258.
— — *var.* longipedunculata *(C. M.) Fl.* 258.
Dammara II, 491, 744.
— australis II, 882.
— orientalis II, 74, 882.
— robusta II, 848.
Dampiera alata P. 189.
Danaea II, 690, 691, 722.
— alata *Sw.* II, 688, 691, 722.
— crispa *Endr.* II, 722.
— cuspidata *Liebm.* II, 722.
— elliptica *Sm.* II, 722.
— Fendleri *Underw.** II, 722, 780.
Danaea Jamaicensis *Underw.** II, 722, 780.
— Jenmani *Underw.** II, 722, 780.
— Mazeana *Underw.** II, 722, 780.
— Moritziana II, 722.
— nodosa *(L.) Sm.* II, 722.
— polymorpha *Lepr.* II, 722.
— simplicifolia II, 688, 690.
— stenophylla *Kze.* II, 722.
— Wrightii *Underw.** II, 722, 780.
Danaeopsis II, 768.
Danalea solanacea 580.
Daniellia II, 297.
Danthonia breviseta *Hack.** II, 148.
— Forskahlii P. 80, 145, 208. — II, 870.
— macrophylla *Hack.** 148.
Daphne 610, 612, 618. — II, 788, 802.
— Blagayana *Frey.* 426, 428.
— Cneorum II, 487.
— crassifolia *Poir.* II, 207.
— Mezereum *L.* 899, 424.
Daphnogene II, 769.
Daphnopsis caracasana 529.
— Helleriana *Urb.** II, 207.
Darluca filum 86.
— mucronulata *Oud.** 150.
Dasuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 185.
— Balansaei *v. Tieghem** II, 185.
— Hassleriana *(Chod.) v. Tiegh.* II, 185.
Dasya II, 181.
— elegans II, 181.
— Stanfordiana *Farlow** II, 111, 140.
Dasycladaceae 568. — II, 770, 771.
Dasymitrium gymnostomum *Lindb.* 284.
Dasyneura II, 581.
— capsulae *Kieff.* II, 518, 571.
— raphanistri *Kieff.* II, 571, 581.
— rosmarini *Tavares** II, 581.
— Trachelii II, 581.
Dasyobolus 8.
Dasyporella II, 770, 771.
Dasyscypha 25.
— Agassizii 98.
— albidula *Penz. et Sacc.** 150.
— calicioides 41.
— calycina *Fuck.* 98. — II, 874.
— chamaeleontina 98.
— concrispata *Rehm** 150.
— cyathicola *P. Henn.** 25, 151.
— inquilina *Wint.* 12.
— isabellina *Penz. et Sacc.** 151.
— javanica *Penz. et Sacc.** 151.
— ochroleuca *Penz. et Sacc.** 151.
— resinaria 98.
— vitreola *(Karst.) Mass.* 12.
Dasyscyphella Cassandrae *Tranzsch.* 157.
Dasystachys II, 158.
— Grantii 558.
Datisca 525. — II, 518.
— cannabina *L.* 676. — II, 585.
Datiscaceae 618, 676.
Datura 610. — II, 811, 818.
— fastuosa 589.
— Metel 589.
— meteloides *DC.* II, 486.
— Stramonium *L.* 398, 418, 489, 589. — II, 824. — P. 152.

Digitized by Google

Datura suaveolens *Humb. et Bonpl.* II, 498.
Daucus 489.
— Carota *L.* 364, 868, 898, 489, 504, 625. — II, 466, 499, 540, 570, 827. — P. 108, 184. — II, 869, 897.
— maritimus *Lam.* 484.
— massiliensis *Laurent** II, 750.
— pulcherrimus *C. Koch* 489. — II, 558.
Davallia II, 700.
— bullata *Wall.* II, 726, 728, 729.
— deflexa II, 726.
— repens *Desv.* II, 686.
Davincia *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 151.
— Helios *Penz. et Sacc.** 151.
— tenella *Penz. et Sacc.** 151.
Dawsonia longiseta 211.
Decabelone Barkleyi II, 825.
Decaisnea Fargesii 684.
Deherainia cubensis *(Rdlk.) Mez** II, 241.
Deianira 617.
Dekindtia *Gilg* N. G. II, 286.
— africana *Gilg** II, 286.
Delesseria 568. — II, 107.
— Ferlusii *Hariot* II, 109, 140.
— sanguinea 569.
— sinuosa II, 101.
Delesseriaceae II, 180.
Delitschia insignis *Mout.* 18.
— moravica *Niessl* 18.
Delpechea artensis *Montr.* II, 287.
— floribunda *Montrouz.* II, 287.
Delphinium 521. — II, 485, 511.
Delphinium Ajacis *L.* 487, 566.
— — *var.* brevipes *Rouy et Fonc.** 487.
— alpestre *Rydb.** II, 200.
— Blaisdellii *Eastwood** II, 200.
— Brownii *Rydb.** II, 200.
— Brunonianum 491.
— cavaleriense *Lév.** II, 200.
— cerefolium *Lév.** II, 200.
— chilliawarense *Greene** II, 200.
— coeruleum 491.
— Consolida *L.* 424. — II, 82, 499.
— dasycaulon 558.
— elatum 456.
— elongatum *Rydb.** II, 200.
— grandiflorum 491.
— longipes *Moris* II, 528.
— multiflorum *Rydb.** II, 200.
— Nertonianum *Mackenz. et Bush** II, 200.
— orientale 847, 488.
— paniculatum 427.
— Pylzowii 491.
— Robertianum *Lév.** II, 200.
— sapellonis *Cockerell** 700. — II, 200.
— scopulorum P. 134.
— versicolor *Rydb.** II, 200.
— yunnanense *Franch.** II, 200.
Delpinoella *Spegazz.* N. G. II, 168.
— patagonica *Spegazz.** II, 168.
Delpontia *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 151.
— pulchella *Penz. et Sacc.** 151.
Dematium 41, 48. — II, 424, 796.
Dematium pullulans *De By* 81.
Dematiaceae 24, 26, 27, 28. — II, 864.
Dematophora necatrix 108. — II, 870, 872.
Dendrium buxifolium prostratum 517.
Dendrobium 652. — II, 489.
— Adae *Bail.** II, 158.
— Andersonianum *Mans. Bail.** II, 158.
— Bairdianum *Bail.** II, 158.
— Dalhousieanum II, 795, 788.
— delicatum *Bail.** II, 158.
— eriaeoides *Bail.** II, 158.
— Falconeri II, 788, 798.
— fusiforme *Bail.** II, 158.
— Keffordii *Bail.** II, 158.
— Madonnae 651.
— Schneiderae *Bail.** II, 158.
— Stuartii *Bail.** II, 158.
— Tofftii *Bail.** II, 158.
— Wardianum II, 885, 788.
Dendrodochium javanicum *Penz. et Sacc.** 151.
— Lycopersici *March.* II, 878, 875.
— Nectriae *Trav.** 9, 151.
Dendrogaster *Bucholtz* N. G. 99.
— connectens *Bucholtz** 99.
Dendro-Hypnum Leichhardti *Hpe. et C. Müll.* 245.
Dendromecon rigidum 524.
Dendropanax cuneatum 588.
Dendrophagus globosus *Toumey* II, 878, 879.
Dendrophoma pulvis-pyrius *Sacc.* 81.
Dendrophthoraceae II, 179.

Digitized by Google

Dennstaedtia punctilobula *Bernh.* II, 694.
— tenera II, 729.
Dentaria 612, 618.
— bulbifera *L.* 389, 452.
— digitata 414, 474.
— enneaphylla 408.
— glandulosa 486.
— pinnata *L.* 414. — II, 519.
— pinnata *Lam.* II, 452.
— — *var.* alba II, 452.
— polyphylla *W. et K.* II, 452.
— quinquefolia 489.
Denticula II, 600.
— Balatonis *Pant.** II, 608.
Dermatea 25.
— blumenaviensis *P. Henn.** 25, 151.
— endoneura *Har.** 27, 151.
— sparsa *P. Henn.** 25, 151.
Dermateaceae 7, 12.
Dermatella Hamamelidis *(Peck) Dur.* 17, 151.
— Hamamelidis *Ell. et Ev.* 17.
Dermatobotrys Saundersii 665.
Dermocarpa Farlowii *Börgesen** II, 140.
Dermocybe 20.
Derris II, 296, 878. — P. 157.
— elliptica. — P. 156.
— Goetzei 557.
— scandens 548.
— Stuhlmannii II, 57.
— uliginosa *Benth.* II, 279.
Deschampsia arctica *(Spr.) Merrill.** II, 148.
— brevifolia *Br.* II, 148.
— caespitosa *P. B.* 422, 496.
Descurainia deltoides *DC.* II, 458.
— deserticola *(Speg.) Speg.** II, 168.
Descurainia glabrescens *(Speg.) Speg.* II, 168.
— heterotricha *Speg.** II, 168.
Desmarestia aculeata 568.
Desmatodon *Brid.* 240.
Desmatractum *West* N. G. II, 106, 140.
— plicatum *West** II, 140.
Desmidiaceae II, 98, 107, 122, 136, 274.
Desmidium II, 124.
— pseudostreptonema *West** II, 140.
— Swartzii II, 97.
Desmodium II, 176.
— amethystinum *Dunn** 686. — II, 175.
— brachycarpum II, 511.
— incanum 528.
— lasiocarpum 558, 557.
— leiocarpum P. 208.
— megalanthum *Taub.* II, 176.
— mexicanum 528. — P. 24.
— paleaceum 558.
— podocarpum P. II, 899.
— — *var.* latifolium P. II, 899.
— polycarpum 548.
— pulchellum P. 208.
— Stuhlmannii *Taub.* II, 176.
— triquetrum 543.
— umbellatum 548.
— yunnanense P. 205.
Desmoncus II, 160.
— inermis *Barb. Rodr.** II, 168.
Desmoschoenus spiralis II, 445.
Desmotheca *Lindb.* 240.
Detarium senegalense II, 828.
Detonia fulgens *(Pers.) Rehm* 17.
— Rickii *Rehm* 189.
Deuteromycetes 28.
Deutzia 882.
Deutzia corymbifera 704.
— gracilis 881.
Dewindtia Katangensis 685.
Deyeuxia 645.
— Ameghinoi *Spegazz.** II, 149.
— compacta 496.
— nivalis 562.
— patagonica *Speg.** II, 149.
Diadesmis II, 598.
Dialiopsis africana *Radlk.* II, 57.
Dialium angolense 558.
Dialytrichia *Limpr.* 240.
Dianella ensifolia II, 47.
Dianthus II, 488, 499, 620. — P. 9.
— arenarius 399.
— Armeria *L.* 419, 667.
— barbatus 418. — P. II, 869.
— capitatus 486.
— Carthusianorum *L.* 407, 419. — II, 499.
— Caryophyllus *L.* II, 784, 792. — P. II, 869, 898.
— chinensis 456.
— Degenii *Baldacci** II, 166.
— deltoides *L.* 407, 481, 482.
— lilacinus 488.
— nardiformis 486.
— Pontederae 481.
— puberulus 486.
— Seguieri 406.
— serrulatus 481.
— superbus 899, 456.
— tenuifolius 488.
— — *var.* basalticus 888.
Diapensia lapponica 447, 459, 508.
Diapensiaceae 508, 677. — P. 121.
Diaporthe II, 410.
— (Chorostate) celastrina *Ell. et Barthol.** 151.

Digitized by Google

Diaporthe Feltgeni *Sacc. et Syd.** 151.
— Mali *Bres.** 151.
— (Tetrastaga) sachalinensis *Sacc.** 151.
— semiimmersa *Nke.* 34.
— (Tetrastaga) tamaricina *Sacc. et Flag.** 151.
— taxicola *Sacc. et Syd.** 151.
— Therryana *Sacc. et Penz.* 9.
— (Euporthe) verecunda *Sacc.** *et Flag.** 151.
Diarthron linifolium 502.
Diastrophus *Htg.* II, 543.
— rubi *Htg.* II, 581.
Diatoma elongatum II, 598, 599, 601.
— hiemale II, 97.
Diatomeae 569, 571.
Diatomaceae II, 88, 94, 96, 98, 100, 101, 106, 107, 127, 186, 593.
Diatrypaceae 14, 28.
Diatrype disciformis *Fr.* 10.
— megastoma *Ell. et Ev.* 20.
— quercina *(Pers.)* 97.
— — *var.* lignicola *Cke. et Ell.* 97.
Diatrypella deusta *Ell. et Mart.* 97.
— rimosa *Shear** 28, 151.
Dicentra chrysantha 524.
— spectabilis *DC.* II, 499. — P. 137.
Diceratella 548.
— Erlangeriana *Engl.** II, 168.
— Ruspoliana *Engl.** II, 168.
— umbrosa *Engl.** II, 168.
Dicerocaryum II, 443.
Dichapetalaceae 549, 677. — II, 170.
Dichapetalum 549. — II, 197.
Dichapetalum altescandens *Engl.** II, 170.
— angustisquamulosum *Engl.* II, 170.
— argenteum *Engl.** II, 170.
— batanganum *Engl. et Ruhl.** II, 170.
— cinereum *Engl.** II, 170.
— congoense *Engl. et Ruhl.** II, 170.
— Conrauanum *E. et R.** II, 170.
— Dewevrei *Wild. et Dur.** II, 170.
— Eickii *Ruhl.** II, 170.
— fallax *Ruhl.** II, 170.
— floribundum *Engl.* 549. — II, 197.
— griseo-viride *Ruhl.** II, 170.
— holopetalum *Ruhl.** II, 170.
— integripetalum *Engl.** II, 170.
— leucosepalum *Ruhl.** II, 170.
— Liberiae *Engl. et Dinkl.** II, 170.
— lolo *Wild. et Dur.** 677. — II, 170.
— longitubulosum *Engl.** II, 170.
— minutiflorum *E. et R.** II, 170.
— nitidulum *Engl. et Ruhl.** II, 170.
— obliquifolium *Engl.** II, 170.
— patenti-hirsutum *Ruhl.** II, 170.
— reticulatum *Engl.** II, 170.
— salicifolium *E. et R.** II, 170.
— scabrum *Engl.** II, 170.
— sulcatum *Engl.** II, 170.
— Warneckii *Engl.** II, 170.
Dichelomyia II, 530, 535.
— capitigena II, 591, 668.
Dichelyma 611.
— capillaceum *(Dicks.) Hartm.* 215.
— capillaceum *(L.) B. S.* 232.
Dichilanthe II, 433.
Dichiton *Mont.* 249.
— calyculatum *(Mont.) Steph.* 249.
— perpusillum *Mont.* 250.
Dichodontium flavescens 233.
— — *var.* fluitans *Williams** 233.
— pellucidum 213, 217.
— — *var.* kodiakanum *Card. et Ther.** 213.
Dichomera aequivoca *Pass.* 141.
— Phaceliae *C. et Harkn.* 141.
— viticola *Cke. et Harkn.* 142.
Dichopsis II, 884.
— Gutta II, 884.
Dichorisandra 612.
— Behnickii *K. Sch.** II, 146.
— hexandra 565.
— inaequalis 565.
— pubescens 565.
— Thysiana *Linden** 642. — II, 146.
— villosula 565.
Dichotomosiphon *A. Ernst* N. G. II, 118, 119.
— tuberosus *(A. B.) Ernst** II, 118, 119, 140.
Dichothrix II, 95.
Dichroa febrifuga 704.
Dichrocephala latifolia 439.
Dichronema ciliata 527.
— pura 527.
Dichrostachys nutans 553.
Dicksonia II, 700.
— pauciloba *Möller** II, 752.
— pilosiuscula II, 718.

Digitized by Google

Dicksonieae II, 684.
Dicliptera iopus *Lind.** II, 212.
— multiflora 580.
Dicnemon Banksii *C. Müll.* 241.
— rugosus *(Hook.) Schwgr.* 241.
Dicoma anomala 559, 561.
— nana 560.
— vaginata 558.
Dicraea stylosa *Wight* II, 198.
— — *var.* Bourdillonii *Willis* II, 198.
— — *var.* fucoides *Willis* II, 198.
Dicraeopetalum *Harms* N. G. II, 175.
— stipulare *Harms** II, 175.
Dicranaceae 246.
Dicranella 284.
— crispa *Schpr.* 226.
— curvata *Schpr.* 218, 221.
— heteromalla 218, 217.
— — *var.* latinervis *Card. et Ther.** 218.
— javanica *(Broth.) Fl.* 258.
— subulata 218.
— varia 228.
— — *var.* callistoma 228.
Dicranodontium 284.
Dicranoloma patentifolium *Ren. et Par.** 285, 256.
Dicranoweisia Bruntoni *(Sm.) Sch.* 237.
— cirrata 214.
— — *f.* propagulifera *Limpr.* 214.
Dicranum 284.
— Bonjeani polycladon *Br. eur.* 214.
— brevifolium *Lindb.* 246.
— congestum *Brid.* 228.
— densifolium *W. M.* 241.
— giganteum *Schpr.* 241.
— falcatum 448.
Dicranum Fauriei *Broth. et Par.** 284, 256.
— fulvum *Hook.* 214.
— groenlandicum *Brid.* 214.
— hispidulum *Williams** 288, 256.
— hyperboreum *(Gunn.) C. Müll.* 214.
— inflatum *Schpr.* 241.
— strictum *Schleich.* 220.
— subalbescens *Limpr.** 246, 256.
— subflagellare *Card. et Ther.** 256.
— viride *(S. et L.) Lindb.* 214.
Dictamnus 410.
— albus 471. — II, 27.
— dasycarpus 501.
Dictybole *Atk.* N. G. 122, 151.
— texensis *Atk.** 122, 151.
Dictyolus Lagunae *Lazaro** 10, 151.
— pedicellatus *Lazaro** 10, 151.
Dictyoneuron II, 110.
Dictyopteridium sporiferum *Feistm.* II, 782.
Dictyophyllum II, 768.
— Bartholini *Hj. Möller** II, 758.
Dictyopteris *Presl* II, 717.
Dictyosperma flexuosum 878.
Dictyosphaerium II, 90.
Dictyosporium elegans *Cda.* 82.
Dictyosteliaceae *Rostaf.* 95.
Dictyostelium *Bref.* 95.
— aureum *Olive** 94, 95, 151.
— brevicaule *Olive** 94, 95, 151.
— lacteum *v. Tiegh.* 95.
— mucoroides *Bref.* 95.
— purpureum *Olive** 94, 95, 151.
— roseum *v. Tiegh.* 95.
Dictyostelium sphaerocephalum *(Oud.) Sacc. et March.* 95.
Dictyota crenulata II, 111.
— spiralis *Ludw.* II, 740.
Didactyle bidentatum *Barb. Rodr.* II, 157.
— glutinosum *Barb. Rodr.* II, 157.
— laciniatum *Barb. Rodr.* II, 157.
— nemorosum *Barb. Rodr.* II, 157.
— ochraceum *Barb. Rodr.* II, 157.
— plumosum *Barb. Rodr.* II, 157.
— quadricolor *Barb. Rodr.* II, 157.
Didiera 547.
— adscendens *Drake del Cast.** II, 206.
— comosa *Drake del Cast.** II, 206.
— dumosa *Drake del Cast.** II, 206.
— procera *Drake del Castillo** II, 206.
Didymaria prunicola *Cav.* II, 422.
— Trollii *Jacz.* 194.
— Ungeri *Cda.* 182.
— — *f.* Chrysanthemi *Vogl.** 182.
Didymella confertissima *Sacc.** 151.
— fusispora *Mc Alp.** 82, 151.
— pedemontana *Ferr. et Sacc.** 151.
— subalpina *Rehm** 151.
Didymium effusum *Link* 86, 92.
— excelsum *Jahn** 92, 151.
Didymobotryopsis *P. Henn.* N. G. 28, 152.
— parasitica *P. Henn.** 28, 152.

Digitized by Google

Didymobotryum Kusanoi *P. Henn.** 28, 152.
— obesum *Penz. et Sacc.** 152.
— pachysporum *Penz. et Sacc.** 152.
Didymochaete australiana *McAlp.** 152.
Didymochlaena *Desv.* II, 717.
Didymodon alpigenus *Vent.* 214.
— *Hedw.* 240.
— brevicaulis *(Hpe.) Fl.* 253.
— cordatus 227.
— glaucus *Ryan* 246.
— luridus *Hornsch.* 223, 224.
— rufus *Lor.* 214.
— — *var.* sublaevis *Kaal.** 214.
— spadiceus 217.
Didymopanax Claussenianum 538.
— Moratatoni 538.
Didymopsis radicivora *Sacc.** 152.
Didymosphaeria cerasorum *Sacc.* 32.
— massarioides *Speg.* 152.
— Rhododendri *Oud.* II, 378.
— Spegazzinii *Sacc. et Syd.** 152.
— striatula *Penz. et Sacc.** 152.
Didymosporium *Nees* 42.
Didymostilbe *Bres. et Sacc.* N. G. 42, 153.
— Eichleriana *Bres. et Sacc.** 42, 152.
Didymostilbe *P. Henn.* N. G. 28, 152.
— Coffeae *P. Henn.** 28, 152.
Didymus II, 604.
Dieffenbachia P. 179.
Diervilla Middendorfiana 667.
— trifida P. 22, 148.
Difflugia alliformis II, 136.
Digitalis II, 9, 15, 63, 64, 67, 83, 84, 494, 784, 790.
— ambigua 419.
— australis 705.
— ferruginea *L.* II, 477.
— laevigata *W. et K.* II, 477.
— lanata *Ehrh.* II, 477.
— lutea *L.* 415, 419, 705.
— micrantha *Roth* 705, 706.
— parviflora *Jcq.* 705.
— purpurea *L.* 408, 415, 530, 624. — II, 32, 67, 482, 499, 789, 797.
Digitaria II, 784.
— sanguinalis II, 799. — P. 205.
Diglossophyllum serrulatum *H. Wendl.* 655.
Dillenia parviflora *Martelli** II, 170.
Dilleniaceae 550, 609, 614, 615, 636, 678. — II, 170.
Dilodendron bipinnatum *Radlk.* II, 50.
Dilophia salsa 491.
Dilophospora stiparum *Speg.** 152.
Dimeromyces Forficulae *Thaxt.** 152.
Dimerosporium 25, 29.
— cantareirense *P. Henn.** 26, 152.
— erysiphinum *P. Henn.** 29.
— gardeniicola *P. Henn.** 152.
— Gnaphalii *P. Henn.** 26, 152.
— Lepidagathis *P. Henn.** 29, 152.
— Litseae *P. Henn.** 28, 152.
— meliolicola *P. Henn.** 26, 152.
— paulense *P. Henn.** 26, 152.
— vestitum *Earle** 152.
Dimorphococcus II, 90.
— lunatus II, 97.
Dimorphotheca Dekindtii *O. Hffm.** II, 222.
Dinemasporium *Lév.* 42.
— decipiens *(De Not.) Sacc.* 33.
Dinobryonidae II, 94.
Dinobryon II, 98.
— cylindricum II, 99.
— pellucidum II, 104.
— sertularia II, 99.
Dinoflagellatae 571. — II, 105, 107, 125.
Dinophysis acuta II, 101.
— intermedia *Cleve** II, 94, 140.
— rotundata II, 101.
Dioclea II, 445.
Diodia II, 308.
— rigida 530.
— teres II, 308.
Dionysia 490.
Dioon 616.
Dioonites spectabilis II, 754.
Dioscorea 368, 618.
— aculeata 368.
— alata 368, 499. — II, 823.
— angustifolia *Rusby** II, 147.
— apiculata *Wild.** 368, 643. — II, 147.
— Batatas 368, 499. — II, 827.
— bulbifera II, 823.
— cymosula 565.
— daemona P. 182.
— Demeusii *Wild. et Dur.** II, 147.
— dumetorum 553.
— furcata 565.
— japonica 368. — II, 839.
— Maidenii *Rusby** II, 147.
— multiflora 565.
— polygonoides 565.
— Quartiniana 557.
— quinqueloba 368.
— rhipogonoides 499.

Digitized by Google

Dioscorea sansibarensis 557.
— sativa 868, 558.
— Verdickii *Wild.** 648 — II, 147.
Dioscoreaceae 648. — II, 24, 47, 147, 444.
Diosmeae 618. — II, 277.
Diospyros 547, 616. — II, 758, 824, 826.
— brachysepala *Unger* II, 750.
— cauliflora 629.
— Kaki 867, 498. — II, 834. — P. 128.
— mespiliformis P. 29, 134.
— Perrieri *Jum.* II, 863.
— virginica 508, 516. — P. 136.
Diotis candidissima *Desf.* 463, 472, 487.
Dipcadi Dekindtiana *Engl.** II, 152.
— Mechowiana *Engl.** II, 152.
Diphtheriebacillus 278, 284, 286, 287, 827.
Diphyllanthus *v. Tiegh.* N. G. II, 185.
— corymbosus *(Engl.) v. Tiegh.* II, 185.
— Duparquetianus *(Baill.) v. Tiegh.** II, 185.
Diphylleia 612, 618, 668.
— cymosa *Michx.* 668.
Diphyllopodium *v. Tiegh.* N. G. II, 185.
— Klainei *v. Tiegh.** II, 185.
— Zenkeri *(Engl.) v. Tiegh.** II, 185.
Diphyscium foliosum 210.
Diplachne barbata *Hack.** II, 149.
— guatemalensis *Hack.** II, 149.
— Thoroldi 497.
Diplacus longiflorus 524.
Dipladenia 659.
Diplazium aemulum *Underwood et Maxon** II, 728, 780.
— intercalatum *Christ** II, 724, 780.
— Shepherdi *Spr.* II, 724.
— silvaticum *(Prsl.)* II, 724.
Diplococcus 316.
Diploderma II, 129.
Diplodia II, 420.
— Agaves Niessl 44, 171. — II, 865.
— anonicola *P. Henn.** 26, 152.
— Arthrophylli *Penz. et Sacc.** 152.
— ascochytula *Sacc.* 171.
— asterigmatica *Vestergr.* 171.
— Asterisci *Pat.* 171.
— atrocoerulea *Ell. et Ev.** 152.
— Auerswaldii *Baeuml.** 15, 152.
— Beckii *Baeuml.* 171.
— beticola *Prill. et Delacr.* 171.
— Boyeri *Sacc. et Syd.* 171.
— brachyspora *Sacc.* 171.
— cacooicola *P. Henn.* II, 420, 852.
— Cacti *Roll.* 171.
— Caesii *Boy. et Jacz.* 171.
— Calami *Niessl* 171.
— Calycotomes *Roll.* 171.
— Camelliae *P. Henn.** 26, 152.
— canthiifolia *Cke. et Mass.* 188.
— Celottiana *Sacc.* 171.
— celtidigena *Ell. et Barth.* 171.
— centrophila *Pass.* 171.
— Ceratoniae *F. Tassi** 152.
— cisticola *Brun.* 171.
— citricola *Mc Alp.* 171.
Diplodia clavispora *Ell. et Barth* 171.
— clematidea *Sacc.* 171.
— coffeicola *A. Zimm.** 44, 152. — II, 865.
— compressa *Ell. et Barth.* 171.
— consociata *B. et C.* 172.
— consors *B. et Br.* 172.
— conspersa *Schw.* 172.
— cupressina *Cke.* 172.
— Dearnessi *Ell. et Ev.* 172.
— Deodarae *Thuem.* 172.
— depazeoides *Dur. et Mont.* 188.
— destruens *Mc Alp.* 188.
— diaphana *Jacz.* 187.
— elaeophila *Sacc. et Roum.* 9.
— Fabianae *F. Tassi* 172.
— fructigena *P. Brun.* 172.
— galbulorum *P. Brun.* 172.
— Gayi *Boy. et Jacz.* 172.
— genistarum *Cke.* 172.
— gossypina *Cke.* 80.
— Haplopappi *Allesch.* 172.
— Harknessi *Sacc.* 172.
— hedericola *Sacc.* 172.
— Helichrysi *Pass.* 172.
— imperialis *Sacc.* 172.
— inconspicua *Cke.* 172.
— infuscans *Ell. et Ev.* 172.
— ivaicola *Ell. et Ev.** 158.
— Langloisiae *Sacc. et Syd.* 140.
— Linderae *Ell. et Ev.* 172.
— maculicola *Wint.* 188.
— malorum *Fuck.* 81.
— Meliae *Ell. et Ev.* 140.
— microscopica *Cke. et Harkn.* 172.
— microspora *B. et C.* 172.
— microspora *Otth* 172.
— microsporella *Sacc.* 32, 172.

Digitized by Google

Diplodia minuscula *Penz. et Sacc.* 172.
— minuta *Ell. et Tracy* 172.
— Morreniae *Syd.* 172.
— Myricae *P. Henn.** 158.
— myriospora *Sacc.* 172.
— Narthecii *S. B. R.* 172.
— obsoleta *Karst.* 172.
— osyridella *F. Tassi* 172.
— papillosa *Ell. et Ev.* 172.
— perpusilla *Desm.* 172.
— phyllodiorum *Penz. et Sacc.* 178.
— Phyllostictae *Cke.* 188.
— pinnarum *Pass.* 188.
— Pittosporum *Sacc.* 178.
— Platani *F. Tassi* 178.
— polymorpha *De Not.* 142.
— Psoraleae *Cast.* 178.
— Pterocarpi *Cke.* 178.
— pusilla *Sacc. et Briard* 178.
— resurgens *Cke. et Harkn.* 178.
— Rosae *B. et C.* 178.
— Rusci *Sacc. et Thüm.* 178.
— samararum *Brun.* 178.
— sambucicola *F. Fautr.* 178.
— Sassafras *Tr. et Earle* 178.
— Secalis (*Lib.*) *Speg.* 178.
— Seminulum *Pat.* 178.
— Sidae *Pass.* 178.
— spiraeicola *Ell. et Ev.* 178.
— Sterculiae *F. Tassi* 158, 178.
— Tanaceti *Karst. et Har.* 178.
— Tassiana *Sacc. et Syd.** 158.
— Thalictri *E. et D.* 178.
— thalictricola *Syd.* 178.
— Thymelaeae *Pat.* 178.
— Tylostomatis *Pat.* 178.
Diplodia typhina *Sacc.** 158.
— uvicola *Speschn.* 86, 178. — II, 412.
— vineae *Pass. et Beltr.* 178.
— Yuccae *Speg.** 158.
— Zanthoxyli *P. Henn.** 158.
Diplodiella Physalidis *P. Henn.** 158.
— xylogena *Sacc.** 158.
Diplodina Amaranti *Fautr.* 158.
— Antirrhini *Fautr.* 158.
— arundinacea *Sacc.* 158.
— asserculorum *F. Tassi* 158.
— Baccharidis *D. Sacc.* 158.
— Bidentis *Fautr. et Roll.* 158.
— Calepinae *F. Tassi* 158.
— Callicarpae *F. Tassi* 158.
— Caraganae *Vestergr.* 158.
— Castaneae *Prill. et Delacr.* 158, 680.
— clematidina *Fautr. et Roum.* 158.
— coloradensis *Ell. et Ev.* 158.
— conformis *S. B. R.* 158.
— Corni *Cke.* 154.
— Dasycarpi *Oud.* 154.
— deformis *Karst.* 154.
— Elaeagni *Brun.* 154.
— Empetri *Sacc.* 154.
— Euphorbiae *F. Tassi* 154.
— Euphrasiae *Oud.* 154.
— Eurhododendri *Voss* 154.
— Galii *Niessl* 154.
— Glaucii *Cke. et Mass.* 154.
— Grossulariae (*Sacc. et Br.*) 154.
— Helianthi *Fautr.* 154.
— Hyoscyami *Vestergr.* 154.
Diplodina Hypochoeridis (*Oud.*) *Sacc. et Syd.** 158.
— ignobilis (*Oud.*) *Sacc. et Syd.** 158.
— Juglandis *Brun.* II, 870.
— Juglandis *Sacc.* 10.
— Laburni *Brun.* 154.
— Lactucae *F. Tassi* 158.
— Ligustri *Delacr.* 154.
— Lippiae *F. Tassi* 154.
— Lysimachiae (*Oud.*) *Sacc. et Syd.** 158.
— Malcolmiae *F. Tassi* 154.
— Malvae *Togn.* 154.
— Myopori *F. Tassi* 154.
— Negundinis *Oud.* 154.
— octospora *F. Tassi* 154.
— Ovalifolii (*Brun.*) *F. Tassi* 154.
— Pandani *F. Tassi* 154.
— parasitica II, 875.
— Parietariae *Brun.* 154.
— Patagonula *F. Tassi* 154.
— Patouillardi *Sacc. et Syd.* 154.
— Phlogis *Fautr.* 154.
— Photiniae *Brun.* 154.
— pisana *Berl.* 154.
— plana *Karst.* 154.
— Populi *Ell. el Ev.* 155.
— Pruni *Ell. et Barth.* 155.
— Psoraleae *Ell. et Barth.* 155.
— punctulata *Pat.* 155.
— Putoriae *F. Tassi* 155.
— quercina *Peck* 155.
— Rosae *Brun.* 155.
— Saccardiana *Ferraris** 8, 158.
— semiimmersa *Karst. et Har.* 155.
— Smilacis *Ell. et Ev.* 155.
— socia *F. Tassi* 155.
— Spiraeae *Pass.* 155.
— Staphyleae *Brun.* 155.
— tenuis *Cke. et Harkn.* 155.

Digitized by Google

Diplodina Thesii *Boy. et Jacz.* 155.
— Turnerae *F. Tassi* 155.
— verbenacea *Har. et Briard* 155.
— Veronicae *Brun.* 155.
— viburnicola (*Oud.*) *Sacc. et Syd.** 158.
— viridula *Sacc. et Syd.* 155.
— Watsoniana *F. Tassi* 155.
Diplodinula *F. Tassi* N. G. 182, 158.
— Amaranti (*Fautr.*) *F. Tassi** 158.
— Antirrhini (*Fautr.*) *F. Tassi** 158.
— arundinacea (*Sacc.*) *F. Tassi** 158.
— asserculorum (*F. Tassi*) *F. Tassi** 158.
— Baccharidis (*D. Sacc.*) *F. Tassi** 158.
— Bidentis (*Fautr. et Roll.*) *F. Tassi** 158.
— Calepinae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 158.
— Callicarpae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 158.
— Caraganae (*Vestergr.*) *F. Tassi** 158.
— Castaneae (*Prill. et Delacr.*) *F. Tassi** 158.
— clematidina (*Fautr. et Roum.*) *F. Tassi** 158.
— coloradensis (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 158.
— conformis (*S. B. R.*) *F. Tassi** 158.
— Corni (*Cke.*) *F. Tassi** 154.
— Dasycarpi (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— deformis (*Karst.*) *F. Tassi** 154.
— Elaeagni (*Brun.*) *F. Tassi** 154.
— Empetri (*Sacc.*) *F. Tassi** 154.
Diplodinula Euphorbiae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Euphrasiae (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— Eurhododendri (*Voss*) *F. Tassi** 154.
— Galii (*Niessl*) *F. Tassi** 154.
— Gallae (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 154.
— Glaucii (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 154.
— Grossulariae (*Sacc. et Br.*) *F. Tassi** 154.
— Helianthi (*Fautr.*) *F. Tassi** 154.
— Hyoscyami (*Vestergr.*) *F. Tassi** 154.
— Idaei (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— ignobilis (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— Laburni (*Brun.*) *F. Tassi** 154.
— Ligustri (*Delacr.*) *F. Tassi** 154.
— Lippiae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Lysimachiae (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— Malcolmiae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Malvae (*Togn.*) *F. Tassi** 154.
— Myopori (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Negundinis (*Oud.*) *F. Tassi** 154.
— osteospora (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Oudemansii (*Allesch.*) *F. Tassi** 154.
— Ovalifolii (*Brun.*) *F. Tassi** 154.
— Pandani (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
— Parietariae (*Brun.*) *F. Tassi** 154.
— Patagonulae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 154.
Diplodinula Patouillardi (*Sacc. et Syd.*) *F. Tassi** 154.
— Phlogis (*Fautr.*) *F. Tassi** 154.
— Photiniae (*Brun.*) *F. Tassi** 154.
— pisana (*Berl.*) *F. Tassi** 154.
— plana (*Karst.*) *F. Tassi** 154.
— Populi (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 155.
— Pruni (*Ell. et Barth.*) *F. Tassi** 155.
— Psoraleae (*Ell. et Barth.*) *F. Tassi** 155.
— punctulata (*Pat.*) *F. Tassi** 155.
— Putoriae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 155.
— quercina (*Peck*) *F. Tassi** 155.
— Rosae (*Brun.*) *F. Tassi** 155.
— semiimmersa (*Karst. et Har.*) *F. Tassi** 155.
— Smilacis (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 155.
— socia (*F. Tassi*) *F. Tassi** 155.
— Spiraeae (*Pass.*) *F. Tassi** 155.
— Staphyleae (*Brun.*) *F. Tassi** 155.
— tenuis (*Cke. et Harkn.*) *T. Tassi** 155.
— Thesii (*Boy. et Jacz.*) *F. Tassi** 155.
— Turnerae (*F. Tassi*) *F. Tassi** 155.
— verbenacea (*Har. et Briard*) *F. Tassi** 155.
— Veronicae (*Brun.*) *F. Tassi** 155.
— viburnicola (*Oud.*) *F. Tassi** 155.
— viridula (*Sacc. et Syd.*) *F. Tassi** 155.

Digitized by Google

Diplodinula Watsoniana (*F. Tassi*) *F. Tassi** 155.
Diploneis II, 597.
Diplopeltis eriocarpa *Hemsl.** 704. — II, 206 (Sapindaceae).
Diplopeltis Zimmermanniana *P. Henn.** 155 (*Pilz*).
Diplophylleia apiculata *Evans** 232, 260.
— obtusifolia 232.
— taxifolia 232.
Diplophyllum gymnostomophilum *Kaal.* 214, 215.
— minutum *Dicks.* 226.
— obtusifolium *Dum.* 226.
— taxifolium 218.
Diplorrhynchus angolensis *Büttn.* II, 894.
— angustifolia *Stpf.** II, 214.
Diplosis mediterranea II, 558.
— violicola *Coq.* II, 520.
Diplotaxis 614.
— muralis 848, 418.
— tenuifolia *DC.* 848. — II, 589.
Diplothemium II, 168.
— candescens *Mart.* II, 168.
— pectinata *Barb. Rodr.* II, 168.
— Torallyi *Mart.* II, 168.
Dipodascus 101, 102.
— albidus 101.
Diporidium *Wendl.* II, 185.
— acutifolium (*Engl.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— ardisioides (*Webb.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— Baillonii *v. Tiegh.** II, 185.
— Baronii *v. Tiegh.** II, 186.
— Decaisnei (*v. Tiegh.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— fallax *v. Tiegh.** II, 186.
— Goetzei *v. Tiegh.** II, 186.
Diporidium Greveanum *v. Tiegh.** II, 185.
— Hoepfneri (*Engl. et Gilg*) *v. Tiegh.** II, 185.
— Holstii (*Engl.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— inerme (*Forsk.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— leiocladum *v. Tiegh.** II, 186.
— leucophloeos (*Hochst.*) *v. Tiegh.** 185.
— Mac Owanii *v. Tiegh.** II, 185.
— macrocalyx (*Oliv.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— micropetalum (*Hochst.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— Pervilleanum (*Baill.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— pulocondorense *v. Tiegh.** II, 186.
— prunifolium (*Engl.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— purpureum *v. Tiegh.** II, 186.
— purpureo-costatum (*Engl.*) *v, Tiegh.** II, 185.
— rubrum *v. Tiegh.** II, 185.
— Sacleuxii *v. Tiegh.** II, 185.
— Schimperi *v. Tiegh.** II, 186.
— Schweinfurthianum (*O. Hoffm.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— serratifolium (*Bak.*) *v. Tiegh.** II 185.
— strictum (*Colebr.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— uniflorum *v. Tiegh.** II, 186.
— vaccinioides (*Bak.*) *v. Tiegh.** II, 185.
— Vahlii *v. Tiegh.** II, 185.
— Wightianum (*Wall.*) *v. Tiegh.** 186.
— zanguebaricum *v. Tiegh.** II, 186.
Diporochna *v. Tiegh.* N. G. II, 186.
— Brazzaei *v. Tiegh.** II, 186.
— Duparquetii *v. Tiegh.** II, 186.
— Gilgii (*Engl.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— Hiernii *v. Tiegh.** II, 186.
— latisepala *v. Tiegh.** II, 186.
— membranacea (*Oliv.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— Oliveri *v. Tiegh.** II, 186.
— panniculata *v. Tiegh.** II, 186.
— Quintasii *v. Tiegh.** II, 186.
— rubescens *v. Tiegh.** II, 186.
Dipsacaceae 609, 687, 688, 677. — II, 228, 491.
Dipsacus 614, 616, 617. — II, 465.
— laciniatus 489.
— pilosus *L.* 418, 625. — II, 478.
— silvestris 489.
Dipterigia capitata 566.
Dipteris *Reinw.* II, 717.
Dipterocarpaceae 889, 544, 545, 609, 677. — II, 171.
Dipterocarpus II, 491, 507, 829.
— alatus II, 829.
— angustialatus *Heim** 544.
— artocarpifolius II, 829.
— Dyeri II, 829.
— insularis II, 829.
— intricatus II, 829.
— laevis II, 829.
— parvifolius *Heim** 544.
— Schmidtii *Heim** 544.
— tuberculatus II, 829.
Dipteronia 656.
— sinensis 850.

Digitized by Google

Dipteryx odorata *Aubl.* 586. — II, 54, 888.
Dirachmeae 857.
Disa *Berg* 652.
— Basutorum *Schltr.* 658.
— calophylla *Krzl.** II, 158.
— coccinea *Krzl.** II, 158.
— Engleriana *Krzl.** II, 158.
— frigida *Schltr.* 658.
— ignea *Krzl.* II, 158.
— katangensis *Wildem.** II, 158.
— leucostachya 561.
— praestans *Krzl.** II, 158.
— rhodantha *Schltr.* 658.
— saxicola *Schltr.* 658.
— Telipogonis *Rchb. f.* 652.
— uliginosa 560.
— Verdickii *Wildem.** II, 158.
— Walleri 558.
— Welwitschii 558.
Discaria prostrata 566.
— trinervis 566.
Discella *B. et Br.* 42.
Dischidia 617, 683, 660.
— hirsuta 660.
— pectenoides *Pearson** II, 217.
— Rafflesiana 683.
Dischistocalyx togoensis *Lind.** II, 212.
Discina 25.
— pallide rosea *P. Henn.** 25, 155.
Disciseda *Czern.* 126.
— Bovista (*Kl.*) 126.
— circumscissa (*B. et C.*) *Hollós* 125.
— debreceniensis (*Hazsl.*) *Hollós* 125.
— Hollosiana *P. Henn.** 155.
— pedicellata (*Morg.*)* *Hollós* 126.
Discladium *v. Tiegh.* N. G. II, 186.
Discladium Bernieri (*Baill.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— Chapelieri *v. Tiegh.** II, 186.
— comorense (*Baill.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— Harmandii *v. Tiegh.** II, 186.
— Humblotii *v. Tiegh.** II, 186.
— lucidum (*Lam.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— mossambicense (*Kl.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— obtusatum (*P. DC.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— Planchoni *v. Tiegh.** II, 186.
— Wallichii (*Pl.*) *v. Tiegh.** II, 186.
Discocalyx 698.
Discocyphella *P. Henn.* 121.
Discoideae II, 600.
Discomyceteae 11, 18, 22.
Discomycopsella *P. Henn.* N. G. 28, 155.
— Bambusae *P. Henn.** 28, 155.
Discosia Theae *Cav.* 44. — II, 868.
Discula *Sacc.* 42.
Diseae 652.
Disphynctium curtum II, 97.
Dissotis longicauda P. 208.
— Mahoni 690.
— Proschii *Briq.** II, 182.
— spectabilis 558.
Distichlis prostrata 526.
— scoparia P. 206.
Distichophyllum (Adelothecium) aloma *C. Müll.** 256.
— (Mniadelphus) Baileyanum *C. Müll.** 256.
— (Mniadelphus) crenulatum *C. Müll.** 256.
— Dussii *Besch.** 256.
Distichophyllum (Mniadelphus) fissidentoides *C. Müll.** 256.
— (Adelothecium) Geheebii *Hpe.* 241.
— (Mniadelphus) integerrimum *C. Müll.** 256.
— jungermannioides *(C. Müll.) Bosch et Lac.* 258.
— longipilum *Besch.** 256.
— (Mniadelphus) minutifolium *C. Müll.** 256.
— Mittenii *Besch. et Lac.* 258.
— nigricaule *Mitt.* 258.
— — *f.* subcirratum *Fl.* 258.
— (Mniadelphus) obliquomucronatum *C. Müll.** 256.
—(Mniadelphus)platyloma *C. Müll.** 256.
— (Mniadelphus) squarrosulum *C. Müll.** 256.
— (Mniadelphus) Whiteleggeanum *C. Müll.** 256.
— (Mniadelphus) Zürnii *Schlieph.** 256.
Distylium racemosum 682.
Dithyrea Wislizeni 522.
Ditrichaceae 246.
Ditrichum homomallum 217.
— vaginans *(Sull.) Hpe.* 214, 282.
— zonatum 289.
— — *var.* scabrifolium *Dixon** 289.
Diuranthera *Hemsl.** N. G. II, 152.
— major *Hemsl.** 647. — II, 152.
Diuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 186.
— cardiosperma (*L. Cl. Rich.*) *v. Tiegh.** II, 186.
— sculpta *v. Tiegh.** II, 186.
— surinamensis *(Planch.) v. Tiegh.** II, 186.

Digitized by Google

Doassansia 104.
Docidium II, 124.
Dodecatheon II, 466.
— alpinum 524.
— Clevelandii 605.
— frigidum II, 466.
Dodonaea viscosa *Jacq.* II, 51.
DolerophyllumII, 762, 768.
Dolichodeira tubiflora 539.
Dolichos 368, 499. — II, 824, 827, 864.
— adenophorus *Harms* II, 176.
— Anchietaei *Hi* II, 176.
— argyrophyllus *Harms** II, 176.
— biflorus 559.
— dubius *Wild.** II, 176.
— Ellenbeckii *Harms** II, 176.
— esculentus *Wildem.** 685. — II, 176.
— formosoides *Harms** II, 176.
— formosus 560.
— gululu *Wild.** 685. — II, 176.
— Lablab 556. — II, 823.
— macrothyrsus *Harms* II, 176.
— serpens *Wild.** 685. — II, 176.
— Stolzii *Harms** II, 176.
— trilobus *Laur.* II, 15, 865.
— trinervatus 558.
— trinervis *Wild.** 685. — II, 176.
— tuberosus II, 834.
— ungoniensis *Harms** II, 176.
— Verdickii *Wild.** 685. — II, 176.
Dombeya auriculata 560.
— Dinteri *Schz.** II, 207.
— leucorrhoea 557.
— reticulata 558, 559.
Donax arillata *K. Sch.* 553. — II, 154.
Donax arundastrum 354.
— azurea *K. Sch.* II, 155.
— congensis *K. Sch.* II, 154.
— donax *Aschers. et Gr.** II, 149.
— Hensii *Bak.* II, 154.
— oligantha *K. Sch.* II, 154.
— virgata *(Roxb.) K. Sch.** 354. — II, 154.
Dondia II, 167.
— erecta *A. Nels.** II, 167.
— Moquinii *(Torr.) Av. Nels.** II, 167.
— multiflora *(Torr.) Av. Nels.** II, 167.
Doniophyton argenteum *Speg.* II, 222.
Donnellia *C. B. Cl.* N. G. II, 146.
— grandiflora *(Donn. Sm.) C. B. Cl.** II, 146.
Dorcadium arcticum *(Schpr.) Ldbg.* 458.
Dorningia pusilla II, 498.
Doronicum austriacum 409, 440. — P. 190.
— macrophyllum 440.
— Pardalianches 433.
Dorstenia Barnimiana 559.
— ciliata *Engl.** II, 209.
— Ellenbeckiana *Engl.** II, 209.
— Harmsiana *Engl.** II, 209.
— Klaineana II, 27.
— lukafuensis *Wildem.** II, 209.
— mundamensis *Engl.** II, 209.
— Poggei 550, 559, 612.
— psilurus 553.
— tenuifolia *Engl.** II, 209.
— turbinata *Engl.** II, 209.
— usambarensis *Engl.** II, 209.
Doryalis Antunesii *Gilg** II, 172.
Doryanthes excelsa *Corr.* II, 145.
— Guilfoylei *Bail.** II, 145.
— Palmeri *Hill** II, 145.
Dorycnium *Vill.* 687.
Doryopteris argentea II, 714.
— arifolia *Christ** II, 724, 730.
— Duclouxii *Christ** II, 714, 730.
— elegans *Vell.* II, 724.
— (Cassebeera) pedatifida *Christ** II, 724, 730.
— triphylla *Klf.* II, 724.
Dorytomus taeniatus *Fabr.* II, 519.
Dothichiza *Lib.* 42.
Dothidea 24.
— pomigena *Schw.* 85.
— Yuccae *Ell. et Ev.** 20, 155.
Dothideaceae 14, 15, 24, 26, 28.
Dothidella 29.
— Arechavaletae *Speg.** 155.
— platensis *Speg.** 155.
— Mikaniae *P. Henn.** 26, 155.
— Pterolobii *Rostr.** 29, 155.
— yapensis *P. Henn.** 156.
Dothiorella Aesculi *Oud.** 156.
— Amygdali *Cke. et Mass.* 31.
— fructicola *Scalia** 9, 156.
— major *Ell. et Ev.** 156.
— microspora *Mc Alp.** 31, 156.
— multicocca *Ell. et Barthol.** 156.
— platensis *Speg.** 156.
— radicans *Ell. et Ev.** 156.

Digitized by Google

Dothiorella Robiniae 41.
Douarrea speciosa *Montrouz.* II, 287.
Dozya 284.
— chloroclados *Par.** 284, 256.
Draba 612, 625. — II, 440, 488.
— Aizoon *Wahlbg.* II, 452.
— aizoides *L.* II, 452.
— aizoides × fladnitzensis 428, 638.
— alayica *Litw.** II, 168.
— alpina 450, 459, 491.
— altaica *Bge.* II, 452.
— andina 566.
— atuelica *Chod. et Wilcz.** II, 169.
— brachystylis *Rydb.** II, 168.
— cana *Rydb.** II, 169.
— chubutensis *Spegazz.** II, 169.
— columbiana *Rydb.** II, 169.
— corrugata 524.
— decumbens *Rydb.** II, 168.
— dedeana *Boiss.* II, 452.
— fladnitzensis 491.
— flavicans 428, 638.
— Gilliesii 566.
— graminifolia *Speg.** II, 169.
— hirta *L.* 459. — II, 458.
— incompta 491.
— karraikensis *Speg.** II, 169.
— lasiocarpa *Rchb.* II, 458.
— lasiophylla 491.
— Mac Callaei *Rydb.** II, 169.
— Macouniana *Rydb.** II, 167.
— majellensis *Kern.* II, 452.
— media *Litwinow** II, 168.
Draba muralis *L.* 411, 466. — II, 532, 535.
— nemorosa 456.
— olympica *Sibth.* II, 458.
— Parryi *Rydb.** II, 168.
— pusilla 566.
— repens *Bieb.* II, 458.
— rosularis *Chod. et Wilcz.** II, 169.
— Tranzschelii *Litw.** II, 168.
— uber *Aven Nelson** II, 169.
— verna *L.* 484. — II, 547.
Dracaena II, 284.
— cuspidibracteata *Engl.** II, 152.
— Deisteliana *Engl.** II, 158.
— deremensis *Engl.** II, 152.
— Ellenbeckiana *Engl.** II, 152.
— fragans 557.
— reflexa *Lam.* 548, 649. — II, 284.
— — *var.* Buchneri 548.
— usambarensis 557.
Dracocephalum argunense 502.
— heterophyllum 495.
— Hookeri 495.
— moldavicum 402.
— thymiflorum 468.
Dracophyllum longifolium II, 440.
— scoparium II, 440.
— Urvilleanum II, 288.
Dracunculus II, 511, 512.
— vulgaris *Schott* 482. — II, 490.
Draparnaldia P. 96, 199.
— platyzonata *Hazen** II, 140.
— uniformis 480.
Draparnandra multiflora *Montrouz.** II, 182.
Dregea rubicunda II, 88.
Drepanocarpus lunatus 554.
Drepanocladus *C. Müll.* 247, 252.
— aduncus *(Hedw.) Warnst.* 247.
— brevifolius *(Lindb.) Warnst.* 247.
— capillifolius *(Warnst.) Warnst.* 247.
— exannulatus *(Gümb.) Warnst.* 247.
— fluitans *(L.) Warnst.* 247.
— intermedius *(Lindb.) Warnst.* 247.
— Kneiffii *(Schpr.) Warnst.* 247.
— latifolius *(Lindb. et Arn.) Warnst.* 247.
— latinervus *(Arnell) Warnst.* 247.
— lycopodioides *(Schwgr.) Warnst.* 247.
— polycarpus *(Bland.) Warnst.* 247.
— pseudofluitans *(Sanio) Warnst.* 247.
— pseudorufescens *(Warnst.) Warnst.* 247.
— revolvens *(Sw.) Warnst.* 247.
— Rotae *(De Not.) Warnst.* 247.
— Sendtneri *(Schpr.) Warnst.* 247.
— simplicissimus *(Warn t.) Warnst.* 247.
— subaduncus *Warnst.** 247, 256.
— uncinatus *(Hedw.) Warnst.* 247.
— vernicosus *(Lindb.) Warnst.* 247.
Drimys levifolia *Deane** II, 788.
Droogmansia *Wildem.* N. G. II, 176.
— megalantha *(Taub.) Wild.* II, 176.

Digitized by Google

Droogmansia pteropus *(Bak.) Wild.** 685. — II, 176.
— Stuhlmanii *(Taub.) Wild.* II, 176.
Drosera 616, 617, 678. — II, 314.
— anglica 399.
— capensis II, 628.
— intermedia 398. — II, 314.
— longifolia II, 314.
— obovata 399.
— rotundifolia *L.* 414, 432, 677. — II, 314.
Droseraceae 609, 610, 612, 617, 677.
Drosophyllum 617.
Drummondia *Hook.* 240.
Dryas 450. — II, 491.
— integrifolia 469.
— octopetala *L.* 449, 458, 459, 472. — II, 440, 488, 669, 742.
— — *var.* argentea 458.
— — *var.* minima *Not.** 449.
— — *var.* minor 458.
Drynaria rigidula II, 496, 699.
Dryobalanops kayanensis *Becc.** II, 171.
— rappa *Becc.** II, 171.
Dryocosmos Fonscolombei *Kieff.* II, 574.
— rugosus *Kieff.* II, 564.
Dryodon juranum *Quél.** 11, 156.
Dryomyia circinans *Gir.* II, 561.
— coccifera *(March.)* II, 574, 579, 580.
— Lichtensteini *Fr. Löw.* II, 575.
Dryophanta agama *Htg.* II, 560, 579.
— Cecconiana *Kieff.** II, 520.
— disticha *Htg.* II, 540, 579.
Dryophantha divisa *Htg.* II, 579.
— pubescens *Mayr* II, 575, 578, 579, 580.
— pubescentis II, 566.
Dryophyllum *Deb.* II, 769.
— Ombonii *Squin.** II, 769.
Dryopteris *Adans.* 516. — II, 717.
— Filix mas *(L.) Schott* II, 728.
— gleichenioides *Knowlt.** II, 746.
— Goldieana II, 718.
— marginalis *(L.) Gray* II, 728.
— simulata *Davl.* II, 719.
Duboisia myoporioides *R. Br.* II, 240.
Dudresnaya II, 180.
Duguetia siparia *Hub.** II, 165.
Dunbaria villosa *(Thbg.) Mak.** II, 176.
Duranta Malisii 529.
— Plumieri II, 443.
— triacantha 529.
Durio zibethinus P. 44, 152, 181, 182. — II, 365.
Dusenia subproducta *C. Müll.** 256.
Dyckia floribunda 539.
— Hassleri *Mez.** II, 145.
— sulfurea II, 628.
Dysoxylon nutans II, 47.

Eatonia glabra *Nash** II, 149.
Ebenaceae 389, 508, 635, 678. — II, 229.
Ebenales 637, 638.
Ebermaiera subcapitata *C. B. Clarke** 544. — II, 212.
Ecballion Elaterium II, 510.
Eccilia mordax *Atk.** 156.
— pentagonospora *Atk.** 156.
Eccilia rhodocylicioides *Atk.** 156.
Eccremocarpus II, 647.
Ecdysanthera II, 889, 891.
— micrantha *DC.* II, 890.
— napeensis *Pierre** II, 214.
Echidnopsis 660.
Echinocactus II, 628.
— amazonicus *Witt.** 666. — II, 166.
— Falconeri *Orcutt** 666. — II, 166.
— ingens *Zucc.* 532.
— Knippelianus *Quehl** II, 166.
— Lindheimerianus *Engelm.* 521.
— microspermus 565, 665.
— Saglionis *Cels.* 566.
— texensis *Hopff* 521.
Echinocephalum angustifolium 538.
Echinocystis macrocarpa 524.
Echinodorus patagonicus *Spegazz.** II, 145.
— rostratus P. 140.
Echinopanax 615.
Echinophora spinosa 487.
— tenuifolia 487.
Echinops angustilobus *Spencer Moore** II, 222.
— Ritro 489.
—sphaerocephalus 398, 418, 425, 439, 440.
— velutinus 559.
— viscosus *DC.* II, 558.
Echinopsis II, 628.
— obrepanda *K. Sch.* 539.
Echinospermum californicum *Gray* II, 219.
— patagonicum *Speg.** II, 219.
— patulum 428.
Echinothamnus Pechuelii II, 824.
Echites microcalyx 529.
Echium 479, 480, 615, 664, 665. — II, 462.

Digitized by Google

Echium aequale *de Coincy** 481. — II, 219.
— angustifolium 480.
— arenarium 480. — II, 511.
— Barattei *de Coincy** 481. — II, 219.
— Bonnettii *de Coincy** 646. — II, 219.
— calycinum 481.
— candicans *L. f.* 479.
— confusum 481. — II, 219.
— decipiens *Pomel* II, 219.
— dumosum *de Coincy** 481. — II, 219.
— flavum 481.
— grandiflorum 481.
— horridum 481.
— italicum 481.
— plantagineum *L.* 481. — II, 51, 511.
— pomponium 481.
— pustulatum II, 511.
— setosum 481.
— simplex *DC.* 479, 665. — II, 462, 468.
— suffruticosum 480.
— trygorrhinum 481.
— velutinum *de Coincy** 411. — II, 219.
— virescens *DC.* 479, 665. — II, 462, 468.
— vulgare *L.* 846, 481. — II, 446, 499, 784.
— Wildpretii *Pearson** 664. — II, 219.
Ecklonia II, 128.
— bicyclis *Kjellm.* II, 128.
Eclipta alba *Hassk.* 487, 588.
— — *var.* neapolitana *Terracc.** 487.
Ectadiopsis suffruticosa *K. Sch.* II, 217.
Ecteinomyces *Thaxt.* N. G. 108, 156.
—Trichopterophilus *Taxt.** 156.
Ectocarpus II, 102.
Ectropothecium 284.
— brevifalcatum *(C. Müll.) Kindb.* 286.
— Bingerianum *Par. et Broth.** 286, 287.
— leptoblastum *Broth. et Par.** 284, 257.
— nano-crista-castrensis *(C. Müll.) Kindb.* 286.
— oreadelphus *(C. M.) Par.* 286.
— Rootii *Par. et Broth.** 286, 257.
— sphaerocarpum *(C. Müll.) Besch.* 285, 286.
— — *var.* subpiligerum *Ren. et Par.** 236.
— subsphaericum *C. Müll.* 285.
— — *var.* laxifolium *Ren. et Par.* 285.
Egregia II, 110.
Ehretia II, 220.
— viscosa *Fernald** 664. — II, 219.
Ehrharta Thomsoni. 564.
Eichhornia azurea 584.
— crassipes 527, 542, 565.
— pauciflora 565.
— speciosa 564.
Eidamella spinosa 74.
Eisenia II, 110, 128.
— arborea *Aresch.* II, 128.
Ekebergia Goetzei 559.
Elaeagnaceae II, 171.
Elaeagnus 615.
— angustifolia 401.
— umbellata P. II, 400.
— Yoshinoi *Mak.** II, 171.
Elaeis guineensis II, 828, 824, 878.
Elaeocarpaceae 678.
Elaeocarpus cyaneus 678.
Elaeodendron croceum II, 298.
— Fortunei 500.
— glaucum 500.
— Ungeri *Engelh.** II, 769.
Elaphoglossum decoratum *(Kze.) Moore* II, 724.
Elaphomyces cervinus *(Pers.) Schroet.* 99.
— — *var.* asperulus *Ed. Fisch.* 99.
— variegatus *Vitt.* 99.
Elaphomycetes 7.
Elasmomyces 98, 99.
— Mattirolianum 99.
Elatinaceae 678. — II, 171.
Elatine 626.
— hexandra 468.
— nivalis *Spegazz.** II, 171.
Elatostema 616.
— angusticuneatum *Engl.** II, 209.
— Henriquesii *Engl.** II, 209.
— paivaeanum 550.
— parvulum *Engl.** II, 209.
— Preussii *Engl.** II, 209.
— Weltwitschii *Engl.** II, 209.
Eleiotis trifoliolata *T. Cooke** II, 176.
Eleocharis diandra 511.
Elephantopus 849, 506.
— angustifolius 538.
— carolinianus 506.
— elatus 506.
— nudatus 506.
— palustris 538.
— scaber 538, 548.
— tomentosus 506.
Elephantorrhiza II, 824.
— Burchellii *Benth.* II, 80, 825.
Elettaria P. 145, 161, 174, 176, 177, 179, 194, 202, 207.
— Cardamomum II, 53.
Elettariopsis Schmidtii *K. Sch.** 544. — II, 164.
Eleusine 556.
— coracana 558.
— tristachya P. 181.
Elliottia racemosa 518, 679.
Ellisia nyctelea 518.

Digitized by Google

Elodea II, 756.
— canadensis *Rich.* 418, 422. — II, 272, 757.
Elsholtzia cristata 501.
— Patrini 345, 398, 434.
Elsinoë Menispermacearum *Racib.* II, 868.
— viticola *Racib.* II, 368.
Elvasia calophylla *Engl.* II, 186.
— Schomburgkii *v. Tiegh.** II, 186.
— Sprucei *v. Tieghem** II, 186.
Elymus arenarius 398, 412, 468. — P. 112.
— aristatus *Merrill** II, 149.
— Caput Medusae *L.* II, 149.
— cinereus *L. Scr. et Merr.** II, 149.
— dasystachys 497.
— europaeus 386, 419, 424.
— junceus 497.
— lanuginosus 497.
— mollis 459.
— Parishii *Davy et Merrill** II, 149.
— sabulosus *M. Bieb.** II, 149.
— sibiricus 497. — P. 112.
— velutinus *Lams. Scribn. et Merrill** II, 149.
Elytranthe ampullacea 543.
Elythrophorus globularis *Hack.** II, 149.
Embelia 691, 692. — II, 45.
— adnata 353.
— angustifolia 353.
— arborea 353.
— australiana 353.
— Barbeyana 353.
— basaal 353.
— borneensis 353.
— canescens 353.
— Clarkei 353.
— clusiifolia 353.
Embelia concinna 353.
— coriacea 353.
— dasythyrsa 353.
— erythrocarpa 353.
— ferruginea 353.
— floribunda 353.
— Fordii 353.
— frangulifolia 353.
— furfuracea 353.
— Gamblei 353.
— Gardneriana 353.
— guineensis 353.
— javanica 353.
— kilimandscharica 353.
— laeta 353.
— longifolia 353.
— madagascariensis 353.
— micrantha 353.
— microcalyx 353.
— minutifolia 353.
— mujenja 353.
— myrtifolia 353.
— myrtillus 353.
— nilotica 353.
— nummularifolia 353.
— nutans 353.
— nyassana 353.
— oblongifolia 353.
— ovata 353.
— pacifica 353.
— parviflora 353.
— pauciflora 353.
— pellucida 353.
— pergamacea 353.
— phaeadenia 353.
— philippinensis 353.
— polypodioides 353.
— procumbens 353.
— pyrifolia 353.
— racemosa 353.
— reticulata 353.
— retusa 353.
— ribes *Burm.* 353. — II, 44.
— robusta 353.
— Rowlandii 353.
— ruminata 353.
— saxatilis 353.
— scandens 353.
— Schimperi 353.
Embelia sessiliflora 353.
— singgalangensis 353.
— spiraeoides 353.
— subcoriacea 353.
— tortuosa 353.
— tsjeriam-cottam 353.
— undulata 353.
— vestita 353.
— villosa 353.
— viridiflora 353.
— Welwitschii 353.
Embothrium II, 491.
Emex spinosa 620.
Emilia sonchifolia 543.
Eminia Harmsiana 685.
Emodoraceae II, 444.
Empetraceae 614.
Empetrum 386, 408, 445, 447, 508, 678.
— nigrum *L.* 398, 407, 408, 409, 412, 445, 456, 459, 502, 508, 511. — II, 433.
— nigrum andinum 508.
Empusa Grylli 96.
Enantia Kummeriae 658.
Encalypta *Schreb.* 240.
— ciliata 227.
— streptocarpa 218.
Encalypteae 240.
Encephalartos 615.
Enckea amalago *Gris.* II, 194.
— — *var.* hirtella *Gris.* II, 194.
— discolor *Kth.* II, 194.
— glaucescens *Kth.* II, 194.
— reticulata *Gr.* II, 194.
Encyonema validum *Pant.** II, 608.
Endlicheria hirsuta 539.
Endococcus purpurascens 55.
Endoderma II, 116.
Endogone lactiflua *Berk.* 99.
— lignicola *Pat.** 24, 156.
— macrocarpa *Tul.* 99.
— pisiformis *Link* 34, 99.

Digitized by Google

Endomyces 48.
— albescens 68.
— caprophilus *Mass. et Salm.* 12.
Endophyllum Euphorbiae 41.
— Griffithsii *Racib.* II, 868.
— Sedi *DC.* 108. — II, 897.
Endoptychum agaricoides *Czern.* 125.
Endospermum II, 488.
— formicarum *Becc.* II, 487, 488.
Endotrichum *Cda.* 42.
Enhalus 566.
Enhydra anagallis 588.
Enkianthus subsessilis *Sargent* 679.
Enomegra *Av. Nels.* N. G. II, 198.
— bipinnatifidia (*Greene*) *Av. Nels.** II, 198.
— hispida *(Gray) Av. Nels.** II, 198.
Entada II, 47.
— abyssinica 557.
— africana II, 528.
— rotundifolia *Harms** II, 175.
— scandens 557.
Entelea arborescens 709.
Enteromorpha Novae Hollandiae II, 111.
— prolifera 480.
Enthostodon Dozyanus *C. Müll.* 258.
— ericetorum *(Bals. et De Not.) Br. eur.* 228.
— fascicularis 210.
— spathulifolius *Card. et Ther.** 257.
Entodon 284.
— flavescens (*Hook.*) *Fl.* 258.
— Puiggarii *Geheeb et Hpe.* 241.
— Rutenbergii *C. Müll.* 235, 286.
Entoloma 22.
— lividum 90.
— nigricans *Peck** 156.
Entonaema 25.
Entomophthora dissolvens *Vosseler** 75, 156.
Entomophthoraceae 7, 12, 14.
Entomosporium maculatum 83. — II, 869, 870.
Entopyla II, 601.
Entrecasteauxia elliptica Montrouz. II, 240.
Entyloma 104.
— Ameghinoi *Speg.** 156.
— betiphilum *Bubák* II, 877.
— Bidentis *Speg.* 156.
— Schweinfurthii *P. Henn.** 80.
— Spegazzinii *Sacc. et Syd.** 156.
Eocronartium *Atk.* N. G. 122, 156.
— typhuloides *Atk.** 122, 156.
Eomycenella *Atk.* N. G. 121, 156.
— echinocephala *Atk.** 121, 156.
Eoterfezia *Akt.* N. G. 122, 156.
— parasitica *Atk.** 122, 156.
Epacridaceae 614, 615. — II, 282.
Epacris impressa *Labill.* P. 131. — II, 424.
— longiflora II, 288.
Eperua II, 297.
Ephedra 565, 640. — II, 759.
— campylopoda *Meyer* 600.
— Gerardiana 496.
— intermedia *Schenck* II, 558.
— — *var.* persica *Stapf* II, 558.
— nebrodensis *Ten.* II, 558.
Ephedra nebrodensis *var.* procera *Stapf* II, 558.
— ochreata P. 144, 186.
— trifurca II, 522.
— vulgaris II, 45.
Ephelis *Fr.* 42.
Ephemerella (Physyomitridium) Readeri *C. Müll.** 257.
— recurvifolia *(Dicks.) Schpr.* 228.
Ephemerum serratum *(Schreb.) Hpe.* 214.
— sessile 217.
— stellatum 222.
— tenerum *C. Müll.* 217.
Epichloë typhina II, 876.
Epicoccum angulosum *Penz. et Sacc.** 156.
— fructigenum *McAlp.** 81, 156.
— Eucalypti *P. Henn.** 27, 156.
— granulatum *Penz.* 81.
— Ligustri *P. Henn.** 27, 156.
— microscopicum *P. Henn.** 27, 156.
— Pandani *P. Henn.** 26, 156.
Epidendron II, 489.
— biflorum *Cogn.** 651. — II, 158.
— cochlidium 527.
— decipiens 527.
— elongatum 527. — II, 444.
— Endresii 651.
— fimbriatum 527.
— florijugum *Barb. Rodr.* 651.
— labiosum *L. C. Rich.* II, 159.
— osmanthum *Rodr.* 534.
— polybulbon II, 818.
— quitensium 527.
Epilobium 612, 614. — II, 823, 784, 799.
— adnatum × Lamyi 467.

Digitized by Google

Epilobium adnatum × montanum 467.
— adnatum × parviflorum 413, 467.
— alpinum II, 521.
— angustifolium *L.* 439, 457, 501. — II, 482, 503. — P. 137. — II, 404.
— caespitosum 564.
— chionanthum 564.
— confertifolium II, 440.
— Dodonaei 418. — P. 144. — II, 404.
— glaucum 566.
— hirsutum 398, 439.
— hisutum × parviflorum 413.
— Hornemanni P. 194.
— insulare 564.
— lanceolatum 411, 419, 479.
— latifolium 459.
— linnaeoides II, 440.
— montanum 424, 439.
— nerterioides II, 440.
— nivale 566.
— palustre 501.
— parviflorum 439. — P. 194.
— pedunculare 564.
— punctatum *Lév.** II, 193.
— roseum 439.
— spicatum 459. — P. 119. — II, 400.
— tetragonum II, 521.
— trigonum 432.
— virgatum *Fr.* II, 570.
Epimedieae 663.
Epimedium 356, 618, 661, 663.
— alpinum 428, 662.
— hexandrum *Hook.* 663.
Epipactis 612, 626.
— africana 560.
— latifolia 474.
— microphylla 411.
— palustris 475. — II, 552.
— rubiginosa 399.
— sessilifolia *Peterm.* 651.
Epiphegus 513, 695. — II, 482.
— virginiana 513.
Epiphyllum delicatum *N. E. Br.** 665. — II, 166.
Epipogon aphyllus 407, 432.
Epipterygium diversifolium *Ren. et Par.** 235, 257.
— Tozeri 233.
Episcia melittifolia *Mast.* 530. II, 230,
Epithemia II, 600.
— Anastasiae *Pant.** II, 608.
— argus II, 599.
— Cleopatra *Pant.** II, 608.
— crenata *Pant.** II, 608.
— geminata *Pant.** II, 608.
— gibba II, 599.
— gibberula II, 599.
— maeotica *Pant.** II, 608.
— Peisonis *Pant.** II, 608.
— perinsignis *Pant.** II, 608.
— Schüttiana *Pant.** II, 608.
— turgida II, 599.
Epitrimerus flammulae *Gerber** II, 586.
— trilobus *Nal.* II, 582.
Equisetaceae 611. — II, 701.
Equisetales II, 782.
Equisetites II, 753, 768.
Equisetum II, 271, 661, 682, 691, 694, 696, 718, 721, 728, 758, 759.
— arcticum *Heer* II, 758.
— arvense *L.* 489. — II, 691, 694, 696.
— arvense *L.* × Telmateja *Ehrh.* 393. — II, 710.
— fluviatile II, 718.
— hiemale *L.* II, 721.
— hiemale intermedium II, 721.
— laevigatum II, 721.
— limosum *L.* II, 695.
Equisetum littorale *Kühlew.* II, 711, 718.
— maximum *Lam.* 424, 446. — II, 704, 705, 713.
— palustre *L.* II, 695, 696, 729.
— pratense *Ehrh.* II, 713.
— scirpoides II, 691.
— ramosissimum *Desf.* II, 708.
Eragrostis P. 206.
— amabilis 518.
— Boehmii *Hack.** II, 149.
— brachyphylla *Hack.** II, 149.
— cynosuroides P. 205.
— densissima *Hack.** II, 149.
— harpachnoides *Hack.** II, 149.
— pilosa 534.
— trachyphylla 560.
— Warmingii *Hack.** II, 149.
Eranthemum atropurpureum 656.
— pumilio *C. B. Cl.** 544. — II, 212.
Eranthis 618.
— hiemalis 473, 603, 625
— Vaniotiana *Lév.** II, 200.
Erdbeerbacillus 306.
Erechthites 401.
— hieracifolia 387, 348, 402, 534.
Eremophila virgata *Fitzgerald* II, 282.
Eremospatha II, 162.
Eremurus 626.
Eria australiensis *Bail.** II, 158.
Erica II, 465, 853.
— aragonensis *Willk.* 478. — II, 570.
— arborea 478, 486. — II, 518, 528, 558, 566, 570.
— australis 478.
— azorea 479.
— carnea 419, 422.

Digitized by Google

Erica ciliaris *L.* 478. — II, 570.
— cinerea 478. — II, 482.
— kingaensis 560.
— lusitanica 478.
— Mackaii 464.
— mediterranea 464, 478.
— mediterranea × Mackaii 464, 679.
— peduncularis *Presl.* II, 528.
— scoparia *L.* 478. — II, 541, 571.
— stricta *Don* II, 571.
— Stuartii 464, 679.
— Tetralix *L.* 407, 464, 478. — II, 482, 488, 784, 786.
— umbellata 478.
— vagans II, 508.
Ericaceae 389, 478, 485, 609, 618, 614, 679. — II, 229, 491. — P. 121.
Erigenia bulbosa II, 448.
Erigeron 525, 672. — II, 308.
— acer *L.* 489. — II, 582.
— acris × canadensis 897.
— acutatus *Greene.** II, 222.
— alpinus 489.
— angulosus *Gand.* II, 478.
— annuus P. 106, 189.
— bonariensis 588.
— canadensis *L.* 489, 447, 465, 489, 543. — II, 822.
— crispus 892.
— cupularioides 501.
— fragilis *Greene** 672. — II, 222.
— jacinteus *Hall** II, 222.
— kamtschaticus 501.
— karwinskyanus 408.
— Khekii 427.
— linifolius 588.
— macranthus II, 486. — P. 189.
— obtusatus *Gr.** II, 222,
— pellitus 580.
Erigeron philadelphicus *Meeh.* 671.
— pulchellus 468.
— serotinus 501.
— speciosus 402.
— striatus *Gr.** 672. — II, 222.
— sulcatus 580.
— uniflorus 489, 459. — II, 440.
Erinella 25.
— albida *Penz. et Sacc.** 156.
— albido-flaveola *Penz. et Sacc.** 156.
— candida *Penz. et Sacc.** 156.
— carneola *Penz. et Sacc.** 156.
— Cassandrae *(Tranzsch.) Sacc. et Syd.** 157.
— citrino-alba *Penz. et Sacc.** 157.
— nivea *Penz. et Sacc.** 157.
— Schroeteriana *(Rehm) Sacc. et Syd.** 157.
— tomentella *Penz. et Sacc.** 157.
Erineum II, 557, 558, 560, 568, 564, 565.
— impressum *Cda.* II, 560. 563.
— juglandis II, 547.
— patagonicum *Speg.** II, 565.
Erinus alpinus *L.* II, 477.
Eriobotrya II, 846.
— japonica II, 846.
Eriocaulonaceae 841, 587. II, 147.
Eriocaulon latifolium *Arech.** II, 147.
— mesanthemoides 560
Eriocephalus Eenii *Spencer Moore** II, 222.
Eriodendron anfractuosum *DC.* II, 822, 867. — P. II, 864.
Eriodictyon tomentosum 524.
— Parryi 524.
Eriogonum 528, 698. — II, 270.
— Ameghinoi *Spegazz.** II, 198.
— aureum *Jones* II, 198.
— chrysocephalum *Gray* II, 198.
— fasciculatum 524.
— fruticosum *A. Nels.** II, 198.
— Kingii II 198.
— laxifolium *A. Nels.** II, 198.
— orendense *Aven Nelson** II, 198.
— ovalifolium II, 198.
— scapigerum *Eastwood** II, 198.
— stellatum 524.
Eriopezia 25.
— nectrioidea *P. Henn.** 25, 157.
Eriophorum 452, 612. — II, 491.
— alpinum 898, 482.
— angustifolium 459, 626.
— aquatile *Norm.* 862, 648.
— gracile 418, 426.
— oreatum *Aven Nels.** II, 147.
— polystachyum 507, 642.
— — *var.* Vaillantii *Duby* 507, 642.
— russeolum 362.
— vaginatum *L.* 862. 407, 419, 459, 466, 648.
Eriophyes II, 525, 528, 580.
— alni *Fock.* II, 568.
— brevitarsus *Fock.* II, 568.
— calathidis *Gerber** II, 586.
— carinatus *Kieff.* II, 539.
— centaureae II, 587.
— chondrilla *(Can.)* II. 569.

Digitized by Google

Eriophyes cuaspis *Nal.* II, 528.
— destructor *Nal.* II, 518.
— erineus *Nal.* II, 572.
— fidelensis *Tavares** II, 580.
— galii *Nal.* II, 571.
— galiobius *Nal.* II, 562, 581.
— genistae *Nal.* II, 520, 569, 582.
— gymnoproctus *Nal.** II, 534, 551.
— ilicis *Nal.* II, 525, 575.
— macrochelus *Nal.* II, 539, 540.
— Malpighianus *Can. et Mass.* II, 562.
— Massalongoi *Can.* II, 561, 564.
— mentharius *Can.* II, 551.
— Obiones *Molliard** II, 550.
— orientalis *Focken* II, 551.
— pini *Nal.* II, 519, 550.
— piri *(Pagenst.) Nal.* II, 551, 573, 583.
— pistaciae *Nal.* II, 526.
— plicator Trifolii *Nal.* II, 520.
— ribis II, 548.
— rubiae *Can.* II, 581.
— salicis *Nal.* II, 525.
— Salicorniae *Nal.** II, 551.
— salviae *Nal.* II, 582.
— Schmardae *Nal.* II, 551.
— Sonchi *Nal.** II, 551.
— Stefanii *Nal.* II, 525, 562, 573.
— suberinus *Nal.* II, 520, 525.
— tetratrichus *Nal.* II, 518, 581, 582.
— tristriatus *Nal.* II, 559, 572.
— truncatus *Nal.* II, 582.
— vermicularis *Nal.** II, 551.
Eriophes Violae *Nal.** II, 551.
— vitis *Land.* II, 583.
Eriopus (Eueriopus) Helmsianus *C. Müll.** 257.
— parvisetus *Fl.** 253, 257.
— ramosus *Fl.** 253, 257.
— (Eueriopus) Zürnianus *C. Müll.** 257.
Eriosema affinis 685.
— cajanoides 553.
— Proschii *Brig.** II, 176.
Eriosphaeria blumenavica *P. Henn.** 157.
— Fenzlii *Reich.* 126.
Eriostemon II, 277.
— myoporoides *DC.* 703.
Eritrichium 349, 506, 665.
— aretioides 506. — II, 219.
— aretioides elongatum 506.
— argenteum *W.F. Wight** II, 219.
— Chamissonis 506.
— clandestinum 529.
— elongatum *Will. F. Wight** 506. — II, 219.
— fallax 529.
— Howardi 506.
— mesembrianthemoides *Speg.** II, 219.
— nanum *Schrad.* 506. — II, 475.
— obovatum 457.
— pedunculare 501. — P. 134.
— splendens *Kearney** II, 219.
Erycibe longifolia *Becc.** II, 228.
Eryngium 615, 616.
— alpinum 422. — II, 552.
— campestre 410, 439.
— foetidum 543.
— humile 529.
— maritimum 439, 487, 625. — P. 182. — II, 378.
Eryngium planum 399. — P. 117, 135.
— Pohlianum 616.
— vesiculosum 711.
Erysimum II, 60.
— altaicum 456.
— asperum II, 436.
— chamaephyton 492.
— dubium 425.
— funiculosum 492.
— gandanensis *Litwinow** II, 169.
— hieracifolium 399.
— ochroleucum *DC.* II, 455.
— perfoliatum 466.
— pumilum *Gaud.* II, 455.
— virgatum *Roth* II, 533.
Erysiphaceae 7, 28, 113. — II, 410, 411.
Erysiphe 98. — II, 486.
— aggregata *Farl.* II, 411.
— Cichoracearum *DC.* II, 411.
— communis 85.
— Galeopsidis *DC.* II, 411.
— graminis *DC.* 112. — II, 370, 375, 376, 411.
— lamprocarpa *Lév.* 7, 98.
— — *f.* Nicotianae *Anastasia** 98.
— — *var.* Polemoniacearum *Serb.** 7.
— Martii *Lév.* 10. — II, 370, 375.
— Polygoni *DC.* II, 411.
— taurica *Lév.* II, 411.
— tortilis *(Wallr.) Fr.* II, 411.
Erysiphites II, 756.
Erythe edulis *P. Wats.* II, 38.
Erythraea Ameghinoi *Speg.** II, 229.
— capitata 467.
— Centaurium 398. — II, 504.
— maritima 479.
— — *var.* brevipes 479.
— pulchella 347.

Digitized by Google

Erythrina 541. — II, 55, 828, 886. — P. II, 864.
— indica *Lam.* 548.
— lithosperma 888. — P. 183, 199. — II, 364.
— suberifera 558.
— tomentosa 559.
— umbrosa II, 888, 851.
Erythrochiton brasiliensis II, 292.
Erythrodontium juliforme *(Mitt.) Par.* 284.
— longisetum *(Hook.) C. Müll.* 241.
— perjulaceum *(C. Müll.) Par.* 286.
Erythronium americanum 885.
— dens canis II, 434.
— obtusatum *Goodding** II, 153.
— parviflorum *Goodd.** II, 158.
Erythrophloeum II, 47.
— coumingo *Baill.* II, 876.
Erythropyxis Eetveldeana 548.
— scandens 548.
— Soyauxii *Engl.* 548.
Erythroxylaceae 612.
Erythroxylum II, 620.
— brevipes 584.
— Coca *Lam.* II, 28, 58.
— Hasslerianum 588.
— microphyllum 588.
— myrsinites 588.
— nitidum 588.
— novogranatense II, 53.
— Pelleterianum 588.
— suberosum 588.
— subrotundum 588.
Erlangea II, 223.
— alternifolia *(O. Hoffm.) Sp. Moore** II, 228.
— boranensis *Sp. Moore** II, 228.
— brachycalyx *Sp. Moore** II, 228.
— calycina *Sp. Moore** II, 223.
Erlangea centaureoides *Sp. Moore** II, 228.
— cordifolia *(Oliv. et Hi.) Sp. Moore** II, 228.
— laxa *(N. E. Br.) Sp. Moore** II, 223.
— longipes *(N. E. Br.) Sp. Moore** II, 228.
— marginata *(Hiern et Oliv.) Spenc. Moore** II, 228.
— misera *(Oliv. et Hi.) Sp. Moore** II, 228.
— Moramballae *(Oliv. et Hi.) Sp. Moore** II, 228.
— pauciseta *(O. Hoffm.) Sp. Moore** II, 228.
— ruwenzoriensis *Spenc. Moore** II, 228.
— Schimperi *(Oliv. et Hi.) Sp. Moore** II, 228.
— Smithii *Sp. Moore** II, 222.
— spissa *Sp. Moore** II, 222.
Erodium 857.
— botrys 891.
— Ciconium *Willd.* II, 587.
Cicutarium *L.* 418, 464, 528, 566, 605. — II, 29.
— gruinum 891.
Erophila stenocarpa 468.
— virescens 468.
Eruca sativa 868, 401.
Erucastrum armoracioides 348.
— obtusangulum 418.
— Pollichii *Spenn.* II, 571.
— varium *Dur.* II, 540.
Ervatamia *Stapf* N. G. II, 214.
— coronaria *(Willd.) Stapf** II, 214.
Ervum cassubicum 398.
— gracile 471.
— monanthos 399.
— Orobus 420.
— pubescens *DC.* 484.
— — *f.* subuniflorum *Somm.* 484.
Escallonia 614. — II, 465.
— chlorophylla P. 185.
Eschscholtzia caespitosa *Benth.* 696.
— californica 524.
— Douglasii *Benth.* 696.
Espeletia argentea 580.
Ethanium racemosum 564.
Etheirodon *Banker* N. G. 122.
— fimbriatum 122.
Euastrum II, 124.
— Bohneri *Schmidle** II, 140.
— basichondrum *West** II, 140.
— dideltoides *West** II, 140.
— egregium *West** II, 140.
— fissum *West** II, 140.
— Freemannii *West** II, 140.
— geometricum *West** II, 140.
— ligatum *West** II, 140.
— pectinatum *Bréb.* 567.
— — *var.* porrectum *Borge** 567.
— plesiocoralloides *West** II, 140.
— pulcherrimum *West** II, 140.
Eucalyptus 562, 614. — II, 10, 465, 758, 769, 862. — P. 199.
— Baueriana *Schauer* 563, 694.
— — *var.* conica 694.
— Behriana *F. v. M.* 563, 694.
— calycogona *Turcz.* 563, 694.
— — *var.* celastroides 694.
— celastroides 694.
— conica 694.
— cordata 698.
— corymbosa *Smith* 562.
— dives II, 59.
— drepanophylla II, 41.

Digitized by Google

Eucalyptus Globulus *Lab.* P. 159, 165, 200.
— gracilis 694.
— — *var.* breviflora 694.
— Gunnii *Hook f.* 562, 693.
— marginata II, 862.
— melanophloia *F. v. M.* 563, 693.
— piperita II, 59.
— pulverulenta *Sims* 562, 693. — II, 59. — P. 156, 169.
— radiata II, 59.
— rhigiophylla 562.
— rostrata *Schlecht.* 562, 694. — II, 336.
— — *var.* brevirostris 694.
— Stuartiana *F. v. M.* 562, 693. — P. 330. — II, 385.
— tereticornis *Smith* 546, 562, 694.
— — *var.* brevifolia 694.
— — *var.* dealbata 694.
— — *var.* latifolia 694.
— — *var.* squamosa 694.
Eucampia II, 606.
— groenlandica II, 605.
Eucamptodon Banksii *C. Müll.* 241.
— piliferus *Mitt.* 241.
Eucharis grandiflora 527, 534.
Eucladium *Br. eur.* 289.
— verticillatum *(L.) Br. eur.* 218, 219, 223.
Euclea II, 824.
— angolensis *Gürke** II, 229.
— Antunesii *Gürke** II, 229.
— Dekindtii *Gürke** II, 229.
Eucommnia ulmoides *Oliv.* II, 894.
Eucryphia patagonica *Spegazz.** II, 171.
Eucryphiaceae II, 171.
Eucycla purpurea *Nutt.* II, 198.
Eudorina elegans II, 99.
Euepidendrum sessiliflorum 651.
Eugenia 341. — II, 826, 853. — P. 195.
— cleyerifolia *Yatabe* II, 182.
— le Huntei *Mans.** II, 182.
— jambosa 499.
— Poiretii 534.
— riparia *Becc.** II, 182.
Euglena II, 94, 126.
— deses II, 126, 265.
— flava *Dangeard** II, 140.
— polymorpha *Dangeard** II, 140.
— proxima *Dangeard** II, 140.
— sociabilis *Dangeard** II, 140.
— splendens *Dangeard* II, 140.
Eugleneae II, 126.
Euglenoidina II, 125.
Euglossa cordata II, 445.
Eulophia agrostophylla *Bail.** II, 158.
— albo-brunnea *Krzl.** II, 158.
— bisaccata *Krzl.** II, 158.
— florulenta *Krzl.** II, 158.
— paradoxa *Krzl.** II, 158.
— penduliflora 560.
— sordida *Krzl.** II, 158.
— speciosa 553, 559.
— Walleri 553, 561.
— Warneckeana *Krzl.** II, 158.
Eulophidium Warneckeanum *Krzl.** II, 158.
Eulophus Parishii 524.
Eunotia Arcus II, 599.
— exigua II, 599.
Euodia II, 606.
Euosmolejeunea duriuscula *(Nees)* 282.
Euosmolejeunea opaca *(Gott.) Steph.* 282.
— trifaria *(Nees) Steph.* 285.
Eupatorium 612, 614, 616 858. — P. 139.
— achillaceum 538.
— alternifolium 538.
— amphidictyum 538.
— aureo-viride *Chod.** II, 228.
— azangaroense 530.
— bupleurifolium 538.
— cannabinum 489.
— clematideum 538.
— conyzoides 530, 538.
— cuaguazuense 538.
— dendroides 538.
— denudatum 538.
— ensifolium 538.
— foeniculaceum 534.
— Glaziovii 538.
— hecatanthum 538.
— humile 530.
— ivaefolium 538.
— kleinioides 538.
— Kirilowi 501.
— Klattianum 530.
— laeve 538.
— laevigatum 538.
— liatrideum 538.
— Loesenerii *Sargent* 671.
— luguense 538.
— lysimachioides *Chod.** II, 228.
— macrocephalum 538.
— macrophyllum 538.
— Maximiliani 538.
— olbongifolium 538.
— obscurifolium 530.
— orgyale 538.
— pallescens 538.
— palustre 538.
— paraguariense 538.
— pichinchense 530.
— purpurascens 538.
— pycnocephalum 538.
— radula *Chod.** II, 228.
— rhinantaceum 538.
— Ribaudianum II, 5.

Digitized by Google

Eupatorium Riedelii 588.
— steviaefolium 588.
— stigmatosum 588.
— stoechadifolium 580.
— subhastatum 588.
— Tweedianum 588.
— urticifolium 588.
— verbenaceum 588.
— vitalbae 588.
— virgatum 580.
Eupezizeae 7.
Euphacidieae 7.
Euphora longana *Lam.* II, 50.
Euphorbia 841, 561, 609, 614, 616, 618, 679. — II, 279, 539, 628, 784. — P. 29, 80, 82, 184, 205. — II, 411.
— anacantha *Ait.* II, 506.
— balsamifera *Ait.* II, 506.
— caracasana II, 898.
— Chamaesyce 426.
— Characias *L.* 482.
— Cyparissias *L.* 518. — II, 518, 533, 591, 668, 800.
— dendroides 486.
— elastica *Pax et Poiss.** 552. — II, 171.
— Esula 418, 467.
— evonymocarpa *Chod. et Wilcz.** II, 171.
— exigua 462.
— galioides 614.
— globosa *Sims* II, 506.
— heterophylla *L.* II, 868.
— Helioscopia *L.* 849, 489. — II, 520.
— humifusa 420.
— intisy 547.
— Lathyris *L.* 469. — II, 32.
— maculata P. 106.
— maloformis *Ait.* II, 506.
— mammillaris *L.* II, 506.
— matabelensis 558.
— nicaeensis *All.* II, 571.
— nigrescens 481.
— nutans 481. — P. 106.
Euphorbia nyikae 559.
— obesa 679.
— ornithopus *Jacq.* II, 506.
— ovalifolia 566.
— Palmeri 525.
— Paralias 466, 487.
— peploides 489.
— peplus 349.
— pilulifera *L.* 553. — II, 16.
— pilulifera procumbens 584.
— Pithyusa *L.* 487. — II, 518, 588, 541.
— platyphylla 471.
— Poggei 558, 559.
— Poissonii *Pax** II, 171.
— polygonifolia 428, 516.
— portulacoides 566.
— pseudoesula 887.
— pseudo-grantii 558.
— pseudopeplis *Speqazz.** II, 172.
— regis Jubae *Web. et Berth.* II, 506.
— Renonardii *Pax** II, 171.
— sanguinea 614.
— Schimperi *Presl* II, 506.
— Schinzii 559.
— spinosa 486.
— sulcata 471, 679.
— tetracantha 559.
— tibetica 496.
— Tirucalli *L.* II, 506.
— viperina *A. Berger** 679. — II, 171.
Euphorbiaceae 485, 540, 601, 609, 616, 679. — II, 22, 47, 171, 278, 279, 444, 510.
Euphrasia 349, 589, 404, 421, 449, 470, 506, 614, 624, 681, 706, 707, 708.
— Alboffii *Chab.** 707.
— alpina 470, 707.
— — *var.* Vidali *Chab.** 707.
Euphrasia amurensis *Freyn** II, 289.
— borealis 467.
— brevipila 467, 170, 707.
— — *var.* tenuis 707.
— coerulea 859.
— curta *Fr.* 859, 465, 467, 708.
— — *f.* piccola *Trail* 708.
— cuspidata 428.
— gracilis 859, 468, 469, 707.
— hebecalyx *Brenner* 445.
— hirtella 470, 707.
— — *var.* lepida *Chab.** 707.
— — *var.* polyadena 707.
— latifolia 458.
— minima 404, 470, 707.
— — *var.* capitulata 707.
— — *var.* drosocalyx 707.
— — *var.* gymnanthera *Chabert** 707.
— — *var.* Willkommii 507.
— montana 589.
— nemorosa 859, 419, 470, 507.
— — *var.* curta 707.
— — *var.* Labusquettei *Chab.** 707.
— — *var.* occidentalis 707.
— — *var.* tetraquetra 707.
— — *var.* vernalis *Chab.** 707.
— Odontites 424.
— officinalis II, 820.
— pecorina *Chabert** 470, 707. — II, 289.
— pectinata 470, 707.
— — *var.* Bicknellii 707.
— — *var.* obtecta *Chab.** 707.
— — *var.* tatarica 707.
— Perrieri *Chab.** 470, 707. — II, 289.
— Rostkowiana 859, 467, 470, 474, 707.
— — *var.* campestris 707.

Digitized by Google

Euphrasia Rostkowiana *var.* cantalensis *Chab.** 707.
— — *var.*cebennensis 707.
— — *var.* gyroflexa 707.
— — *var.* montana 707.
— — *var.* nebulosa *Chab.** 707.
— Rostkoviana × hirtella 707.
— salisburgensis 415, 419, 470, 474, 707.
— — *var.* corsica 707.
— — *var.* cuprea 707.
— — *var.* nivalis 707.
— — *var.* Senneni *Chab.** 707.
— salisburgensis×minima 707.
— Songeoni *Chab.** 707. — II, 239.
— stricta 359, 470, 707.
— — *var.* Heribaudi *Chab.** 707.
— — *var.* pseudo-coerulea* 707.
— — *var.* pumila 707.
— stricta × salisburgensis 707.
— tatarica 457, 501.
Eurhynchium 234.
— circinatum *(Brid.)* 237.
— cirrhosum *(Schwgr.) Limpr.* 215.
— crassinervium *(Tayl.) Br. eur.* 217, 228, 230, 237.
— fallax 251.
— meridionale *(Schpr.) De Not.* 237.
— myosuroides 239.
— — *var.* brachythecioides *Dixon** 239.
— orotavense *Ren. et Card.** 236, 257.
— praelongum 219, 236, 237.
— — *var.* laxirete *Ren. et Card.** 236.
— pumilum 219.
Eurhynchium Schleicheri 217.
— speciosum 217.
— Stokesii *(Turn.)* 236.
— — *var.* Teneriffae *Ren. et Card.** 236.
— striatulum 218.
— striatum 218.
— Swartzii *(Turn.)* 237.
— Taylorae *Williams** 233, 251, 257.
— tenellum 219.
— Tommasinii *(Sendt.) Ruthe* 223.
— velutinum 218.
— Welwitschii *Husn.* 238.
Eurotia II, 293.
— ceratoides 495.
Eurotiopsis Gayoni 54.
Eurotium insigne *Wint.* 12, 40.
— microsporum *Mass. et Salm.* 12, 40.
— repens 45, 46, 56. — — II, 277.
— rubrum *Bremer** 45, 56. — II, 377.
Euryachora (?) Arjonae *Speg.** 157.
— Pithecolobii *Racib.* II, 368.
Euryale II, 303.
Eurycera teucrii *Htg.* II, 588.
Euryops Jacksonii *Spenc. Moore** II, 228.
— socotranus 671.
Eurytoma Blanci *Kieff.** II, 542.
Eustichia *(Brid.) Mitt.* 240.
Eusticteae 7.
Eustomatia II, 279.
Euterpe badiocarpa *Barb. Rodr.** II, 163.
— jatapuensis *B. Rodr.** 163.
Euthamia 673.
Eutoca lomarifolia *Phil.* 529.
— Przewalskii 492.
Eutoca septigerum 456.
Eutuber 98, 99.
Eutypa Kusanoi *P. Henn.** 28, 157.
— lata P. 176.
Eutypella alpina *Ell. et Ev.* 20.
— cerviculata *Fr.* 20.
— diminuta *Sacc.** 157.
— Prunastri *Sacc.* 102. — II, 418.
— scoparioides *Pat.** 157.
— Zelkowae *P. Henn.** 28, 157.
Euxolus II, 165.
Evernia furfuracea 346.
Evolvulus 609. — P. 190.
Evonymus P. 197.
— aculeata 500.
— acanthocarpa 500.
— amygdalifolia 500.
— atropurpurea *(Jacq.)* II, 449, 450.
— Bockii 500.
— Bungeana 500.
— carnosa 500.
— chinensis 500.
— cornuta 500.
— cuspidata 500.
— Dielsiana 500.
— echinata 500.
— europaea *L.* II, 546. — P. 7.
— fimbriata 500.
— flavescens 500.
— gibberosa 500.
— Giraldii 500.
— gracillima 500.
— grandiflora 500.
— Hamiltoni 500.
— hederacea 500.
— ilicifolia 500.
— japonica 391, 500. — P. 158.
— latifolia *Mill.* II, 520.
— laxiflora 500.
— linearifolia 500.
— longifolia 500.
— lutchuensis 500.
— macroptera 500.

Digitized by Google

Evonymus myriantha 500.
— nana 500.
— oxyphylla 500.
— Parishii 524.
— phellomana 500.
— Przewalskii 500.
— Rosthornii 500.
— sachalinensis 500.
— sanguinea 500.
— schensiana 500.
— striata 500.
— Tanakae 500.
— Tashiroi 500.
— theifolia 500.
— venosa 500.
— verrucosa 399, 486, 500.
— yunnanensis 500.
Excipula *Fr.* 42.
— oospora *Penz. et Sacc.** 157.
—Schomburgkiae *P. Henn.** 27, 157.
Excipulaceae 28, 41.
Excipularia *Sacc.* 42.
Excipulina *Sacc.* 42.
Excoecaria II, 47, 296.
— Benthamiana *Hemsl.** 679. — II, 172.
— eglandulosa *Müll. Arg.** II, 172.
— venulosa *C. Wr.* II, 172.
Exoascaceae 24, 28.
Exoascus II, 408.
— Alni-incanae *Kühn* II, 371, 378.
— anomalus *Sacc.* 17, 188.
— Betulae II, 378.
— Cerasi II, 369, 378, 409.
— confusus *Jacz.* II, 108.
— Crataegi II, 378.
— deformans *Fuck.* 31, 88, 88. — II, 369, 370.
— Pruni *Fuck.* 10. — II, 370.
— Theobromae II, 358.
Exobasidiaceae 14, 15, 28. — II, 368.
Exobasidium Pieridis *P. Henn.** 28, 157.
Exobasidium Shiraianum *P. Henn.** 28, 157.
— Symploci *Racib.* II, 368.
— vexans *Massee* 44, 78. — II, 368.
— Yoshinagai *P. Henn.** 157.
Exodictyon *Card.* 289.
Exomicrum *v. Tiegh.* N. G. II, 186.
— axillare *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 187.
— Brazzaei *v. Tiegh.** II, 186.
— congestum *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 186.
—coriaceum *(Wild. et Dur.) v. Tiegh.** II, 186.
— densiflorum *(W. et D.) v. Tiegh.** II, 186.
— djallonense *v. Tiegh.** II, 187.
— excavatum *v. Tiegh.** II, 187.
— foliosum *v. Tiegh.** II, 187.
— glaberrimum *(P. de B.) v. Tiegh.** II, 186.
— glaucum *v. Tiegh.** II, 187.
— lolodorfense *v. Tiegh.** II, 187.
—membranaceum *v. Tiegh.** II, 187.
— Oliveri *v. Tiegh.** II, 186.
— pellucidum *(W. et D.) v. Tiegh.** II, 186.
— Quillui *v. Tiegh.** II, 186.
— sulcatum *v. Tiegh.** II, 187.
— triangulare *v. Tiegh.** II, 186.
Exosporium brasiliense *Sacc. et Syd.** 157.
—cespitosum *Ell. et Barth.** 157.
— deflectans *Karst.* II, 422.
Exosporium megalosporum *Penz. et Sacc.** 157.
Excremis coarctata 565.

Faba vulgaris II, 827.
Fabiana II, 240.
Fabronia curvirostris *Dz. Mb.* 258.
— Lachenaudi *Ren.** 285, 257.
— Vallis-Gratiae *Hpe.* 285.
— — *var.* Campenoni *Par. et Ren.** 285.
Facelis apiculata 588.
Fadogia psammophila *K. Sch.** II, 287.
Fadyenia *Hk. et Bauer* II, 717.
Fagaceae 548, 544, 610, 679. — II, 172.
Fagales 687.
Fagara 548.
— Afzelii *Engl.** II, 205.
Fagopyrum 368.
— esculentum 447, 509.
— tataricum 509.
Fagraea 616, 622. — II, 509.
— crassifolia *Bl.* II, 509.
— elliptica *Roxb.* II, 509.
— fragrans *Roxb.* II, 509.
— lanceolata II, 509.
— litoralis *Bl.* II, 292, 509.
— monantha *Miq.* II, 509.
— obovata II, 292.
— peregrina *Bl.* II, 509.
— racemosa Jack. II, 509.
— stenophylla *Becc.** II, 281.
Fagus 380, 381, 489, 564, 617. — II, 299, 300, 356, 553, 737, 758, 780. — P. 6. — II, 372.
— atropunicea 520.
— Pittmani *Deane** II, 788.
— silvatica *L.* 346. — II, 81, 540, 679, 782, 751, 784, 797, 800. — P. 144, 145, 149, 182, 198, 199.

Digitized by Google

Fagus Sismondae *Peola** II, 759.
Falcaria Rivini 439.
Falcata comosa P. 143.
Falkia repens 675.
Farmeria *Willis* N. G. II, 198.
— indica *Willis** II, 198.
— metzgerioides *(Trim.) Willis** II, 198.
Faroa affinis 680.
Farsetia 548.
— Ellenbeckii *Engl.** II, 169.
— fruticosa *Engl.** II, 169.
— Robechiana *Engl.** II, 169.
Fastigiaria furcellata II, 101.
Fatoua pilosa P. 143.
Fauchea repens II, 130.
Faurea intermedia 550.
— speciosa P. 140.
Favolus 29.
— albidus *Massee** 29, 157.
— caperatus *Pat.** 24, 157.
Fedia cornucopiae *Grtn.* II, 528.
Fegatella conica 211, 218. — P. 128.
Femsjonia luteoalba *Fr.* 18.
Fendlera P. 185.
Feretia apodantha 558.
Ferula caspica 439.
— communis 504. — P. 201.
— dissoluta P. 116.
— foetidissima P. 117, 135.
— Jaeschkeana P. 116.
— longifolia P. II, 399.
— rigidula P. 116.
Ferulago P. 117.
— galbanifera 439.
— monticola P. 117, 205.
Festuca 341. — II, 439. — P. 177.
— ciliata *Danthoine* II, 149.
Festuca dalmatica 435.
— Danthonii *Aschs. et Graebn.** II, 149.
— Deasyi 497.
— dertonensis *(All.) Asch. et Gr.** II, 149.
— distans 397.
— Ehrenbergii *(Haussk.) Asch. et Gr.* II, 149.
— Elmeri *Lams. Scribn.** II, 149.
— exigua *Litwinow** II, 149.
— gigantea 456.
— glauca II, 321.
— heterophylla 468.
— montana 402.
— myurus 467, 484. — P. 112.
— — *f.* pubescens *Somm.* 484.
— nitidula 497.
— ovina *L.* 430, 441, 482, 625.
— pratensis P. 166. — II, 376.
— pratensis × Lolium perenne 645.
— rigida 463.
— Rottboellia *(Lam. et DC.) Asch. et Gr.** II, 149.
— rubra 395, 450, 466, 625, 626. — II, 519, 549.
— — *var.* heterophylla *Lam.* II, 519.
— sciuroides 466.
— sibirica 497.
— silvatica 419, 432, 456.
— sulcata II, 321.
— tenella P. 206.
— tenuiflora P. 112.
— valesiaca 435, 497.
Ficaria 603, 606.
— ranunculoides II, 481.
Ficoideae 469.
Ficus 610, 612, 613, 617, 623. — II, 55, 356, 464, 538, 592, 768, 784, 786, 787, 792, 827, 884.
— bengalensis II, 787.
Ficus benjaminica II, 592.
— borneensis *Becc.** II, 209.
— Carica *L.* 498. — II, 510, 571.
— chlamydodora 556, 557.
— corylifolia *Warb.** II, 209.
— crassipes *Bail.** II, 209.
— damarensis II, 824.
— Dewevrei *Warb.** II, 209.
— elastica *Roxb.* II, 830, 886, 888, 889, 892.
— esmeralda *Bail.** II, 209.
— geocarpa 629.
— Goetzei 559.
— hesperia 524, 690.
— Hillii *Bail.** II, 209.
— hirta *Vahl* 604.
— kondoensis 557.
— lacustris *Knowlt.** II, 746.
— Langenburgii 557.
— leucanthatoma II, 48.
— linearis *Becc.** II, 209.
— lingua *Warb.** II, 209.
— Melleri II, 826, 827.
— mourylianensis *Bail.** II, 209.
— myriocarpa II, 48.
— pachypleura *Warb.** II, 209.
— polybracteata *Warb.** II, 209.
— pubicosta *Warb.** II, 209.
— religiosa II, 54.
— retusa II, 592. — P. 161.
— Ribes 629.
— ruficeps 559.
— rukwaensis 558.
— stipularis II, 356.
— subgoepperti *Shirley** II, 768.
— Thymeana *Bail.** II, 209.
— tomentosa II, 787.
— trichopoda II, 826.

Digitized by Google

Ficus uncinata *Becc.** II, 209.
— vallis chondae 557.
— verrucosa 557.
— Vrieseana 629.
— Watkinsiana *Bail.** II, 209.
— Wildemaniana *Warb.** II, 209.
Filago apiculata 468.
— arvensis 489. — II, 588, 554, 555.
— dasycarpa 538.
— germanica 489. — II, 588.
— minima 467.
— spathulata 471.
Filices P. 161, 177.
Filicineae 685.
Filicites trilobatus *Mart.* II, 740.
Filipendula hexapetala 398, 438.
— palmata 501.
Fimbriaria fragrans *(Schleich.) Nees* 280.
Fimbristylis diphylla 534.
— schoenoides 518.
— spadicea 584.
Fischerella II, 188.
— ambigua II, 97, 188.
— major *Gomont** II, 188, 140.
Fissidens 284.
— adiantoides 217.
— alomoides *C. Müll.* 286.
— asplenioides *Hedw.* 241.
— bryoides *Hedw.* 217, 218, 281.
— — *var.* gymnandrus *Ruthe* 281.
— Cameruniae *C. Müll.* 284.
— comorensis *C. Müll.* 285.
— congolensis *R. et C.* 286.
— crassipes 288.
— dongensis *(Besch.) Par.* 284.
Fissidens decipiens *De Not.* 226, 228.
— — *var.* mucronatus *Bridl.* 226.
— exilis 228.
— Gaultieri *Par. et Broth.** 284, 257.
— grandifrons 289, 241, 242.
— impar *Mitt.* 246.
— incurvus *Schwgr.* 217, 282.
— luridus *R. C.* 285.
— obtusulus *C. Müll.* 241.
— ovatifolius *R. Ruthe** 246, 257.
— polyphyllus *Wils.* 214.
— pusillus *Wils.* 228, 228.
— Sakourae *Broth. et Par.** 257.
— Savellii *Par. et Ren.** 285, 257.
— taxifolius 217.
— Zippelianus *Br. jav.* 286.
Fissidentaceae 286.
Fistulina hepatica *Fr.* II, 872.
Flacourtiaceae 616, 680. — II, 172.
Flagellatae II, 96, 98, 101, 105, 106, 125, 126.
Flaminia *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 157.
— amylospora *(Rehm) Sacc. et Syd.** 157.
Flammula 29.
— Californica *Earle** 157.
— echinospora *Speg.** 157.
— granulosa *Peck** 28, 157.
— sulphurea *Massee** 29, 157.
Fleischeria *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 157.
— javanica *Penz. et Sacc.** 157.
Flemingia nilgiriensis *Wight** II, 176.
Fleurya aestuans 558.
— interrupta II, 48.
Fleurya podocarpa 558.
— urticoides Engl.* II, 209.
Flindersia australis II, 277.
— pubescens 703.
Floribundaria capilliramea *(C. Müll.) Fl.* 258.
— floribunda *(Dz. Mb.) Fl.* 528.
Florideae II, 88, 95, 96, 107, 108, 109, 111.
Floscopa Schweinfurthii 558.
Flueggea obovata 558.
Foeniculum officinale *All.* 425, 439. — II, 571.
— vulgare 401, 467, 508. — II, 827.
Fomes carneus *Nees* 24.
— incrustatus *Fr.* 21.
— lucidus *Fr.* II, 853.
— musashiensis *P. Henn.** 157.
— scutellatus *Schw.* 10.
Fontainea Pancheri *(Müll. Arg.) Heckel** II, 172.
Fontinalis 611.
— Cardoti *Ren. et Card.* 282.
— Duriaei 481.
— gracilis 228.
— hypnoides *Hartm.* 215.
— squarrosa *L.* 215.
— stagnalis *Kaal.** 215, 257.
Forficula taeniata P. 152.
Formica P. 148.
Forstera clavigera II, 440.
Forsteronia II, 55.
— gracilis II, 885.
Forsythia II, 791.
— europaea II, 281.
— viridissima II, 648.
Fossombronia cristata 218.
Fourcroya II, 871.
— Delewantii II, 885.
— gigantea II, 864, 870.
Fragaria 341, 609, 617. — II, 466, 480, 784, 827.
— californica 524.

Digitized by Google

Fragaria collina *Ehrh.* 397, 488, 702.
— — *f.* Magnusiana *Holzfuss* 397.
— moschata 419.
— neglecta 501.
— vesca *L.* 488, 441, 484, 515. — II, 50, 470. — P. 83.
— vesca alba 515.
Fragilaria II, 606, 752.
— acutiuscula *Pant.** II, 608.
— Aurivillii 571.
— Balatonis *Pant.** II, 608.
— Clevei *Pant.** II, 608.
— crotonensis II, 604, 607.
— hungarica *Pant.** II, 608.
— Istvanffyi *Pant.** II, 608.
— mutabilis *Grun.* II, 737.
— oceanica II, 605.
— rhombica 571.
— rotundata *Ehr.* II, 737.
— striatula 597.
— trigibba *Pant.** II, 608.
— virescens II, 604.
Fragilarioideae II, 600.
Frangula polymorpha 538.
Frangulinae 390.
Frankenia chubutensis *Spegazz.** II, 172.
Frankeniaceae 614. — II, 172.
Frankiella viticola *Speschn.* 183.
Franseria tomentosa *Gray* II, 223.
Frasera Parryi 525.
— speciosa P. 22, 205.
Fraxinus 613. — II, 300, 553, 584, 737, 780.
— americana 508. — P. 106, 190. — II, 398.
— angustifolia *Vahl* II, 571.
— catawbiensis *Ashe** II, 286.
Fraxinus dimorpha 481.
— excelsior *L.* 346, 444. — II, 491, 546, 649. — P. 168.
— lanceolata P. 190.
— nigra P. 106, 190.
— Ornus *L.* 428, 634. — II, 474.
— oxyphylla *M. B.* II, 558.
— pennsylvanica 508. — P. 106, 190.
— sambucifolia 508.
Freesia odorata P. II, 371.
Fritillaria II, 670.
— askabendensis *M. Mich.** 647, 648. — II, 153.
— bucharica P. 205.
— dagana 456.
— imperialis 625.
— lanceolata *Pursh* 631. — II, 669.
— Meleagris *L.* 478. — P. 107.
— Purdyi *Eastwood** II, 153.
Frullania 248.
— Asagrayana *Mont.* 248.
— Brittoniae *A. W. Evans* 248.
— dilatata 230.
— eboracensis *Gott.* 248.
— fragilifolia *Tayl.* 218, 219, 230.
— Jackii *Gottsche* 214.
— nodulosa *Nees* 235.
— Oakesiana *Aust.* 248.
— plana *Sull.* 248.
— riparia *Hpe.* 248.
— saxicola *Aust.* 248.
— Selwyniana *Pears.* 248.
— squarrosa *Nees* 234, 235, 248.
— Tamarisci *(L.) Dum.* 218, 230, 248.
— usambarana *Steph.* 235.
— virginica *Gott.* 248.
Fucaceae II, 88, 127.
Fuchsia 564. — II, 784, 785.
Fuchsia petiolaris 529.
— sessilifolia 529.
— venusta 529.
Fucoideae II, 88.
Fucoides papyrus *Burr.* II, 772.
— primulus *Burr.* II, 772.
Fucus 477. — II, 102, 104, 128, 779.
— digitatus II, 92.
— evanescens II, 127.
— filiformis 447.
— serratus II, 92, 127.
— vesiculosus 568. — II, 92, 104.
Fugosia cuneiformis *Benth.* II, 180.
— flaviflora *F. v. M.* II, 180.
— Gerrardii *Harv.* II, 180.
— latifolia *Benth.* II, 181.
— populifolia *Benth.* II, 181.
— punctata *Benth.* II, 180.
— Robinsonii *F. v. M.* II, 181.
— thespesioides *Benth.* II, 181.
— triphylla *Harv.* 551. — II, 181.
Fuirena glomerata P. 203.
Fuligo gyrosa (*Rost.*) *Jahn** 92, 157.
— septica *Gmel.* 38, 92.
Fumaria 463, 612, 696.
— capreolata 463, 481.
— confusa 463.
— densiflora 402.
— muralis 463.
— officinalis 339, 403.
— — *var.* floribunda 403.
— purpurea 463.
— rostellata 414.
Fumariaceae 609, 613.
Funaria II, 661.
— americana *Lindb.* 242.
— dentata *Crome* 223.
— hygrometrica *Hedw.* 212, 483.

Digitized by Google

Funaria (Eufunaria) salsicola *C. Müll.** 257.
Fungi imperfecti II, 12.
Funtumia africana *Stpf.* II, 215.
Fusarium 84, 101, 128. — II, 884, 699.
— aquaeductuum 101.
— Biasolettianum 128.
— chenopodianum *(Thüm.) Sacc.* 9.
— commutatum *Sacc.* 12, 48.
— Derridis *P. Henn.** 157.
— equinum *Növgaard** 131, 158.
— Evonymi-japonici *P. Henn.** 158.
— heterosporum *Nees* II, 872.
— Lini *Bolley** 77, 158.
— mycophilum *Sacc.** 158.
— Nicotianae *Oud.** 158.
— orthosporum *Sacc.** 158.
— Pelargonii 78.
— prunorum *Mc Alp.** 81, 158.
— putaminum *Tham.* 81.
— quercicola *Oud.** 158.
— roseum *Lk.* 9, 82, 48. — II, 422.
— sarcochroum *Sacc.* 81.
— Solani 76.
— Spartinae *Ell. et Ev.** 158.
— versicolor *Sacc.** 158.
— Vogelii *P. Henn.** 180, 158. — II, 420.
Fusicladium 82. — II, 414.
— Crataegi *Aderh.** 98, 158. — II, 414.
— dendriticum *(Wallr.) Fuck.* 76, 78, 83. — II, 869, 870.
— fasciculatum *Cke. et Ell.* 22, 129, 178.
— fasciculatum *Shear* 129, 178.
— Lini II, 887.
Fusicladium pirinum II, 869, 870, 878.
— Robiniae *Shear** 22, 88, 158.
— Vanillae *A. Zimm.** 44, 158. — II, 415.
Fusicoccum microspermum *Har. et Karst.* 82.
— sambucicolum *Scalia** 158.
Fusidium Anchusae *Oud.** 158.
Fusiporium album *Desm.* 80, 161.
— moschatum 55.

Gabunia *Pierre* N. G. II, 214.
— brachypoda *(K. Sch.) Stpf.** II, 214.
— crispiflora *(K. Sch.) Stpf.** II, 214.
— eglandulosa *Stpf.** II, 214.
— glandulosa *Stpf.** II, 214.
— latifolia *Stpf.** II, 214.
— longiflora *Stpf.** II, 214.
— psorocarpa *Pierre** II, 214.
Gaertnera II, 228.
— Grayi *A. Nels.** II, 228.
— tomentosa *(Nutt.) Av. Nels.** II, 228.
Gagea 625.
— lutea 419.
— pauciflora 496.
— pratensis 414, 416.
— reticulata 487.
— spathacea 400, 420.
Galactia regularis 584.
— striata 528.
— tenuiflora 584.
Galactites tomentosa P. 190.
Galactodendron utile II, 55.
Galanthus II, 471.
Galanthus nivalis *L.* 486, 625. — II, 489, 499, 784. — P. 114. — II, 894.
Galatella albanica *Deg.** II, 228.
— davurica 501.
— punctata 489. — P. 190.
Gale 850, 691.
— Hartwegi 850.
— japonica 850, 691.
— palustris 850.
— portupalensis 850.
Galega II, 784.
— officinalis II, 800.
Galenia secunda 518.
Galeobdolon 618.
Galeopsis 684.
— angustifolia *Ehrh.* II, 538.
— carthusianorum *(Briquet)* 393, 684.
— Murriana *Borb.* 688.
— pubescens *Besser* 485, 688. — II, 475.
— — *var.* Bubákiana *Borb.* 688.
— — *var.* leucogama *Borb.* 688.
— speciosa 419.
— Tetrahit *L.* II, 475, 538.
— versicolor II, 482, 488.
Galera rubiginosa P. 164.
Galinsoga hispida 396, 581.
— parviflora *Cav.* 847. — II, 822, 479.
Galium 471, 615. — II, 308, 506, 586.
— alpestre *Gaud.* 470.
— anisophyllum 470.
— Aparine *L.* 846, 489. — P. II, 899.
— arenarium × Asperula cynanchica 470.
— argenteum *(Vill.)* 470.
— aristatum 416, 427.
— asperum *Schreb.* 470.
— baldense *Spr.* II, 774.

Digitized by Google

Galium boreale 436, 457, 459. — P. II, 399.
— **Broterianum** *Boiss. et Reut.* II, 571.
— **chloroionanthum** 560.
— **cometorrhizon** 470.
— **commune** *Rouy** 470, 703. — II, 287.
— **coronatum** 439.
— **cruciata** *Scop.* 484. — P. II, 895.
— **dahuricum** 501.
— **elatum** *Thuill.* II, 477.
— **elodes** *Hoffmgg. et Link* II, 571.
— **elongatum** 439, 611.
— **erectum** *Huds.* II, 571.
— **glabrum** *Hoffm.* 470.
— **glaucum** *L.* II, 533.
— **helveticum** 470.
— **hercynicum** 400, 409, 470.
— **hyssopifolium** 480.
— **Jordani** *(Lor. et Bar.)* 470, 471.
— **loocense** *Urumoff** II, 287.
— **Mollugo** *L.* 404, 439, 703. — II, 499. — P. II, 895.
— **myrianthum** 475.
— **pallidum** *Prsl.* II, 528.
— **palustre** *L.* 611. — II, 571.
— — ***var.*** debile *Desv.* II, 571.
— **parisiense** *L.* II, 477.
— **pedemontanum** 484, 489, 475.
— **productum** *Löwe* II, 562.
— **pumilum** 470.
— **rotundifolium** *L.* 416 — II, 477.
— **rubioides** 436, 439, 501.
— **rubrum** 470.
— **ruthenicum** 501.
— **saccharatum** *L.* II, 571.
— **saxatile** 400, 401.
— **Schultesii** 397.
Galium silvestre *Poll.* 470. II, 668. — P. II, 899.
— — *var.* vulgare 470.
— **sudeticum** 436.
— **tenue** 425.
— **tenuicaule** 564.
— **tenuissimum** 489.
— **tricorne** 489, 604.
— **triflorum** P. II, 899.
— **tunetanum** 481.
— **umbellatum** *(Lamk.)* 470.
— **vernum** *Scop.* II, 477.
— **verticillatum** 439.
— **verum** *L.* 439, 457. — P. II, 895.
— **Villarsii** 470.
— **Wirtgeni** 416, 418.
Gallionella II, 752.
Galmia africana II, 825.
Gamocarpha Ameghinoi *Speg.** II, 220.
— **caleofuensis** *Speg.** II, 220.
— **Gilliesii** 566.
— **patagonica** *Speg.** II, 220.
— **subandina** *Speg.** II, 220.
Gangamopteris II, 732, 730.
Ganoderma 21.
— **neglectum** *Pat.* 21.
— **nitens** *(Fr.) Pat.* 21.
— **nutans** *(Fr.) Pat.* 21.
— **Oerstedii** *(Fr.) Murrill** 21, 158.
— **parvulum** *Murrill** 21, 158.
— **pseudoboletus** *(Jcq.) Murrill*** 21, 158.
— **sessile** *Murrill** 21, 158.
— **sulcatum** *Murrill** 21, 158.
— **Tsugae** *Murrill** 21, 158.
— **zonatum** *Murrill** 21, 158.
Garcinia II, 47, 53.
— **Beccarii** *Pierre** II, 173.
Garcinia Buchanani 557.
— **cochinchinensis** II, 55.
— **kingaensis** 560.
— **Loureiri** II, 55.
— **mangostana** II, 831.
— **morella** II, 55.
— **stigmacantha** *Pierre** II, 173.
— **xanthochymus** II, 55.
Gardenia 594.
— **florida** P. 152.
— **Thunbergia** 559. — P. 204.
Gardoquia betonicoides *Lindl.* 522. — II, 231.
Garnotia japonica *Hack.** II, 149.
Garovaglia 284.
— **Fauriei** *Broth. et Par.** 284, 257.
— **patentissima** *Hpe.* 285.
— **planifrons** *Ren. et Par.** 257.
Garrya 528.
— **Fremontii** 525.
— **pallida** *Eastwood** II, 168.
Garuga coriacea *Pierre** II, 166.
Gasteria cheilophylla *(Baker)* 561.
Gastrodia ovata *Bail.** II, 158.
Gastromycetes 11, 12, 16, 98, 125.
Gaultheria conferta 529.
— **domingensis** *Urb.** II, 229.
— **procumbens** II, 81.
Gautiera graveolens *Vitt.* 99.
— **morchellaeformis** *Vitt.* 99.
Gaya calyptrata *H. B. K.* II, 181.
— **hermannioides** *H. B. K.* II, 181.
Gayella *Rosenv.* II, 102.
Gaylussacia P. 181.
— **resinosa** II, 314.

Digitized by Google

Gaylussacia resinosa glaucocarpa 514.
Gayophytum humile 566. — P. 190.
Geaster 21, 125, 126, 127.
— arenarius 127.
— asper *Mich.* 126, 127.
— Bovista *Kl.* 126.
— Bryantii *Berk.* 126, 127.
— — f. fallax *Scherff.* 126.
— capensis *Thüm.* 126.
— Cesatii *Rabh.* 126.
— coliformis 127.
— coronatus 127.
— delicatus *Morg.* 126, 127.
— Drummondii *Berk.* 126, 127.
— dubius *Berk.* 126.
— Dybowskii *Pat.** 158.
— elegans *Vitt.* 126.
— fenestratus *(Batsch) P. Henn.* 126.
— fimbriatus *Fr.* 21, 127.
— floriformis *Vitt.* 21, 126, 127.
— fornicatus *Fr.* 126, 127.
— Giacomellianus *Speg.** 158.
— granulosus *Fuck.* 126.
— hygrometricus 127.
— lageniformis *Vitt.* 126, 127.
— limbatus 127.
— Mac Owani *Kalchbr.* 126.
— mammosus 127.
— marchicus *P. Henn.* 126.
— marginatus *Vitt.* 126.
— minimus *Schw.* 126, 127.
— minutus *P. Henn.* 126.
— Morganii 127.
— pectinatus *Pers.* 38, 126 127.
— pedicellatus *(Batsch) P. Henn.* 126.
— pseudolimbatus 127.
— pseudomammosus *P. Henn.* 126.
Geaster pseudostriatus 127.
— quadrifidus *(Pers.)* 126.
— quadrifidus major *(Buxb.) Hollós* 126.
— quadrifidus minor *(Buxb.) Hollós* 126.
— Quéletii *Hazsl.* 126.
— radicans 127.
— rufescens 127.
— saccatus 39, 127.
— Schmidelii 127.
— Schweinfurthii *P. Henn.* 126.
— Smithii 127.
— striatulus *Kalchbr.* 21, 126.
— striatus *DC.* 126.
— striatus *Fr.* 126.
— triplex 127.
— umbilicatus *Quél.* 126.
— velutinus *Morg.* 21, 127.
Geblera suffruticosa 502.
Geheebia cataractarum *Schpr.* 230.
Geigeria intermedia *Spenc. Moore** II, 228.
Geissanthus argutus 858.
— Bangii 858.
— cestrifolius 858.
— durifolius 353.
— lepidotus 358.
— mameicillo 858.
— peruvianus 358.
— serrulatus 858.
Geissaspis cristata 548.
Gelechia cauliginella *Schrk.* II, 583.
Gelidium crinale II, 130.
Gelsemium II, 27.
— sempervirens 688.
Genea 99.
— vagans *Mattir.* 99.
— verrucosa *Vitt.* 99.
Geniostoma 359, 545, 546.
— australianum *F. v. Müll.* 359.
— avene *Val.** 359. — II, 281.
— celebicum 359.
— crassifolium 359.
Geniostoma fagraeoides 359.
— haemospermum *Bl.* 359.
— lasiostemon *Scheff.* 359. — II, 281.
— Miquelianum *K. et V.** 359. — II, 281.
— moluccanum *Val.** 359. — II, 281.
— montanum *Miqu.* 359. — II, 281.
— montanum *Zoll. et Mor.* 359. — II, 281.
— oblongifolium *Kord. et Val.** 359. — II, 281.
— rupestre 359.
Genista aetnensis *DC.* II, 586.
— anglica *L.* II, 571. — P. 147.
— corsica *DC.* II, 518, 541.
— germanica 419.
— lusitanica *L.* II, 571, 581.
— patula 487.
— scorpius II, 511.
— tinctoria *L.* 418. — II, 511, 589, 544.
Genisteae II, 276, 277.
Genlisea 617.
— africana 549.
Gentiana 349, 461, 612, 617. — II, 435. — P. 187.
— acaulis 474.
— acuta II, 229.
— amarella 400.
— — *var.* lingulata 400.
— angustifolia 680.
— aquatica 495.
— asclepiadea 486. — P. 111.
— aspera *Heg. et Hen.* 427. 480.
— aspera × campestris 427, 681.
— baltica 467.
— barbata 501.
— bavarica II, 613.
— campestris 401.
— carpatica 399, 680.

Digitized by Google

Gentiana carpatica *var.* sudavica 399.
— cerina II, 440.
— ciliata 405, 406, 416, 681. — II, 287.
— concinna II, 440.
— cruciata 416.
— diffusa 529.
— excisa 474.
— falcata 495.
— frigida 459.
— germanica II, 321.
— glauca 459.
— humilis 457, 495.
— Kerneri 480.
— lutea 414, 419.
— macrophylla 501.
— nubigena 495.
— pannonica 409.
— Pneumonanthe 486, 472.
— praecox 408.
— propinqua 459.
— ramosissima *Phil.* II, 229.
— Reussii *Tocl.* 485, 680.
— Rockhillii 495.
— scabra 501.
— sedifolia *Alboff* 529. — II, 229.
— spathulata 408.
— squarrosa 495.
— strictiflora *Aven Nelson** II, 229.
— tenella 495.
— thianschanica 495.
— Thomsoni 495.
— tiroliensis 427, 681.
— triflora 501.
— utriculosa 414, 418.
— verna 414, 433.
Gentianaceae 889, 543, 544, 612, 680. — II, 229. — P. 121.
Gentianales 638.
Geocalyx graveolens 230.
Geoglossaceae 7, 14, 28, 28.
Geoglossum viscosum 41.
Geonoma Dammeri *Huber** II, 163.
Geonoma yanaperyensis *Barb. Rodr.** II, 163.
Geopyxis 25.
— bambusicola *P. Henn.** 25, 158.
— carbonaria *(Alb. et Schw.)* 102.
— Craterium *Rehm* 41, 102.
— Moelleriana *P. Henn.** 25, 158.
Georgia 210.
Gephyria II, 601.
Geraniaceae 357, 609, 616, 680, 710. — II, 172, 491.
Geraniales 637.
Geranium 357, 362, 614. — II, 463, 480, 481, 488, 501, 502.
— affine 358.
— albanum 358.
— albiflorum 358.
— anemonifolium 357, 358, 681.
— argenteum *L.* 357. — II, 468.
— armenum 358.
— asphodeloides 358.
— atlanticum 357.
— atropurpureum *Heller* II, 436.
— bohemicum 361, 362, 681. — II, 468, 464.
— cataractarum 357.
— canariense *Reut.* II, 468.
— capitatum *L.* II, 888.
— carolinianum 633.
— cinereum *Cav.* 357. — II, 468.
— collinum 357, 358, 492.
— columbinum 357. — II, 479.
— dahuricum 358, 501.
— dissectum 357, 362, 404, 431. — II, 463, 480.
— Endressii 358, 359.
— erianthum 357, 358.
— eriostemon 357, 358.
Geranium favosum *Hst.* 362. — II, 464.
— Fremontii 358, 525.
— glaberrimum 357.
— gracile 358.
— Grevilleanum 358.
— Hernandezii 358.
— ibericum 358.
— incisum 358.
— kilimandscharicum 357, 358.
— Kotschyi 357.
— lasiopus 357.
— libanoticum 358.
— lucidum 405. — II, 463, 479, 480.
— macrorrhizum 357.
— maculatum 358. — P. II, 399.
— magellanicum 357.
— malviflorum 357, 358.
— melanandrum 358.
— melanopotamicum *Spegazz.** II, 172.
— microphyllum II, 440.
— molle *L.* 357, 419. — II, 32, 453, 480.
— nanum 357.
— nodosum 358.
— orientale *Freyn** II, 172.
— palustre 358, 620. — II, 479, 480, 499, 501. — P. II, 399.
— Pattersonii *Rydb.** II, 172.
— peloponnesiacum 358.
— phaeum *L.* 358, 417, 418. — II, 446, 463.
— pratense *L.* 357, 358, 362, 472, 620. — II, 463, 464, 479, 480, 501. — P. II, 399.
— pseudosibiricum 457.
— pusillum *L.* 620. — II, 463, 480, 501.
— pyrenaicum *L.* 357, 362, 418. — II, 463, 480, — P. 205.
— reflexum *L.* 358. — II, 463.

Digitized by Google

Geranium Richardianum *Wats.* 858. — II, 172.
— rivulare 857, 858.
— Robertianum *L.* 857, 862, 456, 620. — II, 468, 480, 501.
— sanguineum *L.* 857, 858, 415, 416, 620. — II, 480, 501. — P. II, 899.
— sessiliflorum 857, 566.
— sibiricum 857, 501.
— silvaticum 857, 858, 400, 408, 409, 419. — II, 479, 482, 488. — P. II, 899.
— sinense 547.
— Sintenisii 858.
— striatum 858.
— strigosum *Rydb.** 858. — II, 172.
— strigulosum 566.
— subcaulescens 857.
— Traversii II, 445.
— trilophum *Boiss.* II, 464.
— tuberosum 857.
— Wallichianum 858.
— Wlassowianum 857, 858, 457, 501.
— yedoense 858.
— yunnanense 858.
Gerardia georgiana *Boynton** II, 289.
Gerbera abyssinica 560.
— piloselloides 560.
Gesnera allagophylla 539.
— clandestina *(Gris.) Urb.** II, 280.
— corymbosa *Urb.** II, 280.
— depressa *(Gris.) Urb.** II, 280.
— duchartreoides *(Wright) Urb.** II, 280.
— ferruginea *(Wright) Urb.** II, 280.
— glandulosa *(Griseb.) Urb.** II, 280.
— gloxinioides *(Griseb.) Urb.** II, 280.
Gesnera incurva *(Griseb.) Urb.** II, 280.
— mimuloides *(Gris.) Urb.** II, 280.
— purpurascens *Urb.* II, 280.
— rupincola *(Wright) Urb.* II, 280.
— rutila 589.
— salicifolia *(Griseb.) Urb.** II, 280.
— sceptrum 589.
— Sintenisii *Urb.** II, 280.
— Wrightii *Urb.** II, 280.
Gesneraceae 609, 616, 680. — II, 229.
Geum 626. — II, 286.
— heterocarpum 481.
— montanum 407. — II, 491. — P. 194.
— Rossii 459.
— strictum *Ait.* 501. — II, 558.
— urbanum *L.* 488. — II, 499.
Gibbera 25.
Gibberella pulicaris *Sacc.* 81.
— Tritici *P. Henn.** 26, 158.
Gibellula elegans *P. Henn.** 158.
— phialobasia *Penz. et Sacc.** 158.
Gigartina 568.
Gilia 528.
— achilleifolia 402.
— laciniata *Speg.* II, 287.
— Merrillii *Aven Nelson** II, 287.
— patagonica *Spegazz.** II, 287.
— pungens 524.
— sinistra *Marc. Jones** II, 287.
— sparsiflora *Eastwood** II, 287.
— valdiviensis *Gris.* II, 287.
Gilia Wilcoxii *A. Nels.** II, 287.
Ginkgo 592, 600, 613, 628, 640. — II, 807, 660, 764, 766, 768.
— biloba *L.* 592, 640. — II, 683.
— Huttoni II, 768.
— polaris *Nath.* II, 754.
— pusilla II, 758.
Ginkgoaceae II, 745.
Girardinia condensata 557.
— marginata *Engl.** II, 209.
Girvanella II, 771.
— problematica II, 770.
Gladiolus 614. — II, 327.
— communis 625.
— dubius *Guss.* 484.
— imbricatus *L.* 407, 431, 482.
— Mackinderi *Hook.** 647. — II, 151.
— vexillaris *Martelli** II, 151.
Glaucium 485, 616.
— corniculatum *L.* 348, 408, 413, 488, 487.
— flavum 485, 487.
— luteum 413.
— phoeniceum *Gr.* 348.
— rubrum 486.
Glaucocystis Nostochinearum II, 107.
— — *var.* Moebii *Gutw.** II, 107.
Glaux 515, 699.
— maritima *L.* 495, 508, 515, 699.
— — *var.* obtusifolia 699.
Glechoma hederacea II, 481.
Gleditschia P. 188.
— triacanthos *L.* 515. — P. 184.
Gleichenia II, 683, 686.
— bifida *Willd.* II, 724.
— circinata II, 688, 729.
— flabellata II, 683.
— glauca *(Thbg.)* II, 715.

Digitized by Google

Gleichenia laevissima *Christ** II, 714, 730.
— lanosa *Christ** II, 724, 730.
— obscura *Knowlt.** II, 746.
— rhombifolia *Hollick** II, 744.
Glenodinium pusillum II, 99.
Glinus lotoides 553.
Gliocladium pulchellum *Penz. et Sacc.** 158.
Gliricidia II, 55.
Globaria Bovista *(L.) Schroet.* 126.
Globba adhaerens *Gagnep.* II, 164.
— graminifolia *Gagn.** II, 164.
— siamensis *(Hemsl.) Gagn.* II, 164.
— violacea *Gagnep.** II, 164.
Globularia 614.
— alypum 488.
— cordifolia 422.
— salicina *Lk.* II, 562.
— vulgaris 415.
Globulariaceae P. 121.
Globulina *C. Müll.* 240.
Gloeocapsa II, 133.
— atrata II, 99.
— magna 480.
Gloeocystis Ikapoae *Schmidle** II, 140.
Gloeosiphonia II, 129.
Gloeosporiella *Cav.* 42.
Gloeosporium *Desm.* 42, 44, 130. — II, 365, 368, 369, 418. — P. 194.
— acericolum *Allesch.** 158.
— Amaranthi *Ell. et Ev.** 159.
— Amorphae *Sacc.** 159.
— anceps *Penz. et Sacc.** 159.
— Angophorae *F. Tassi** 32, 159.
Gloeosporium Aquilegiae 78.
— Aracearum *P. Henn.** 27, 159.
— caulivorum *Kirchner** 130, 131, 159. — II, 378, 421.
— Cavarae *(Montem.) Sacc. et Syd.** 159.
— coffeanum *Delacr.* 44. II, 365, 850.
— coffeicolum *F. Tassi* II, 371.
— Dianthi 78.
— Eugeniae *Allesch.** 159.
— Frankii *Allesch.** 159.
— fructigenum *Berk.* 77, 83, 85, 100, 159. — II, 368, 369.
— — *subsp.* Béguinoti *Sacc.** 159.
— garganicum *Sacc. et D. Sacc.** 9, 159.
— intermedium *Sacc.* II, 371.
— Ligustri *P. Henn.** 27, 159.
— Musarum *Cke. et Massee* 128. — II, 421.
— nervisequum *Sacc.* 76, 130. — II, 418.
— Papayae *P. Henn.* 33.
— Pelargonii 78.
— Phegopteridis *Frank* 159.
— phomoides *Sacc.* 49.
— Pini *Oud.** 159.
— Ptychospermatis *P. Henn.** 159. 422.
— Ribis II, 373, 375,
— Trifolii *Peck* 130. — II, 421.
— Unedonis *Trav.** 9, 159.
— venetum 83. — II, 369, 370.
— versicolor *B. et C.* 85.
Gloiotrichia echinulata II, 100.
Gloniella Pentstemonis *Earle** 159.
Gloniopsis argentinensis *Speg.** 159.
Glonium breve *Sacc. et Fautr.** 159.
Gloriosa superba 548. — II, 47.
— — *var.* planipetala 548.
— virescens *Lindl.* 553. — II, 825.
Glossophora galapagensis *Farlow** II, 111, 141.
Glossopteris II, 732, 733, 739, 768, 781, 782.
— Browniana *Brongn.* II, 733.
— communis II, 782.
— indica II, 782.
— linearis *McCoy* II, 733.
— tortuosa *Zeill.** II, 782.
Glossostelma angolense *Schlecht.* II, 218.
Gloxinia 613, 625. — II, 784, 793, 795.
Gluta Renghas *L.* II, 46.
Glutinium laevatum *Starb.* 32.
Glyceria 612.
— aquatica *Prsl.* 466.
— declinata 467.
— distans 434.
— fluitans 388, 397, 626.
— latifolia *Cotton** II, 149.
— maritima 395.
— plicata 467.
— remota 400.
— spectabilis 418.
Glycine hispida 391. — P. 140, 171.
— longipes *Harms** II, 177.
— Soja II, 47.
— villosa *Thbg.* II, 176.
Glyphomitrium *Brid.* 240.
— Daviesii *(Sm.) Br. eur.* 215.
— Nymannianum *Fl.** 253, 257.

Digitized by Google

Glyptostrobus europaeus *Heer* II, 758.
Gnaphalium 615. — II, 465. — P. 152.
— angustifolium *Nels.* II, 228.
— cheiranthifolium 580.
— exilifolium *Aven Nels.** II, 228.
— lanuginosum 580.
— luteo-album *L.* 846. — II, 478.
— Lycopodium *Pers.* II, 585.
— Macounii *Greene** II, 228.
— norvegicum 447, 626. — P. 194.
— proximum *Gr.** II, 228.
— puberulum 580.
— purpureum 588.
— silvaticum 489, 442, 626.
— supinum 447.
— tenue 520.
— uliginosum *L.* 501, 625. — II, 518, 588.
Gnetaceae 685. — II, 144.
Gnetopsis II, 763.
Gnetum II, 497.
— Gnemon II, 807, 497.
— oblongifolium *Hub.** II, 144.
— paraense *Huber** II, 144.
Gnidia 615. — II, 465.
— Goetzeana 558.
— Kraussiana 559.
Gnomonia Aesculi *Oud.** 159.
— circumscissa *Mc Alp.** 81, 159.
— erythrostoma *Awd.* 79.
— Padi 41.
— setacea *(Pers.)* II, 871.
Gnomoniaceae 14.
Gnomoniella tubiformis *(Tode) Sacc.* II, 871.
Gnomoniopsis 100.
— fructigena *(Berk.) Clint.** 99, 100, 159. — II, 868.
Godetia II, 499.
Godronia rugosa *Ell. et Ev.** 159.
Godroniella *Karst.* 42.
Goeldinia *Hub.* N. G. II, 178.
— ovatifolia *Hub.** II, 178.
— riparia *Hub.** II, 178.
Goldfussia anisophylla II, 648, 644.
Golenkinia fenestrata II, 94.
Gomontia II, 95, 187.
Gomphia affinis *Hi* II, 191.
— angulata *Buchen.* II, 184.
— congesta *Oliv.* II, 186.
— floribunda *St. Hil.* II, 191, 192.
— Miersii *Pl.* II, 191.
— nitida *Wr.* II, 191.
— obtusifolia *Buk.** II, 184.
— oliviformis *Pl.* II, 184.
— persistens *St. Hil.* II, 184, 192.
— semiserrata *Mart. et Nees* II, 184.
— sumatrana *Zoll.* II, 184.
Gomphidius 18.
— Alabamensis *Earle* 18.
— flavipes *Peck* 18.
— furcatus *Peck* 18.
— glutinosus *(Schaeff.) Fr.* 18.
— maculatus *(Scop.) Fr.* 18.
— Oregonensis *Peck* 18.
— roseus *Fr.* 18.
— vinicolor *Peck* 18.
— viscidus *(L.) Fr.* 18.
Gomphocarpus II, 810, 824.
— chlorojodinus 560.
— fruticosus *R. Br.* II, 519.
— glaberrimus *Oliv.* II, 217.
Gomphocarpus lisianthoides 558.
— paluster 559.
— physocarpus 660.
— rhinophyllus *K. Sch.* II, 217.
— spathulatus *Schlechtr.* II, 218.
Gomphonema II, 601.
— Balatonis *Pant.** II, 608.
— bohemicum *Reich.** II, 608.
— Brunii *Fricke* II, 608.
— Clevei *Fricke* II, 608.
— Martini *Fricke* II, 608.
— naviculaceum *Pant.** II, 608.
— ovulum *Pant.* II, 608.
— tenue *Fricke** II, 608.
— Van Heurckii *Pant.** II, 608.
— vulgare *Ktz.* II. 787.
Gomphrena 840.
— globosa 527.
Gonaspis *Ashm.* II, 548.
Gonatonema ventricosum II, 89.
Gonatozygeae II, 124.
Gonatozygon II, 128, 124.
Gongora II, 489.
Gongrosira spongophila *(Web. v. B.) Magn.* II, 118.
Gongrothamnus aurantiacus 558.
Gongylanthus *Nees* 252.
Goniolimon 614.
— collinum 420.
Goniolithon Brassica-Florida *(Haw.) Fosl.* II, 110.
— mamillare *(Harv.) Fosl.* II, 188.
— — *f.* litoralis *Fosl.** II, 188.
Gonionoma Kamassi II, 294.
Goniopteris *Presl* II, 717, 759.
— styriaca *Unger* II, 760.

Digitized by Google

Goniothalamus Gardneri II, 278.
— suaveolens *Becc.** II, 165.
Goniothecium Odontella *Ehrb.* II, 606.
— Wittianum *Pant.* II, 606.
Gonium pectorale II, 97.
Gonococcus 827.
Gonolobus 616. — II, 217.
Gonyaulax II, 125.
— polygramma *Stein* II, 125.
Gonzalagunia (Gonzalea) bracteosa *Donn. Sm.** II, 287.
Goodenia stelligera P. 198.
Goodeniaceae 614, 620, 680. — P. 120.
Goodia II, 276.
Goodyera 846.
— Menziesii 508.
— pubescens 508.
— repens *R. Br.* 419, 465, 474, 508.
— — *var.* ophioides 508.
— tesselata 508.
Gorgoniceps 25.
— kuitoënsis *P. Henn.** 80, 159.
— Moelleriana *P. Henn.** 25, 159.
Gossypium 874, 875. — — II, 865. — P. 867, 866, 867.
— anomalum *Wawra et Peyr.* 875, 551.
— arboreum 875, 876.
— barbadense 875, 879.
— Cunninghamii *Tod.* II, 180.
— hakeifolia *Giord.* II, 160.
— herbaceum *L.* 875, 876, 877, 878, 879, 489. — P. 30, 140, 156. — II, 369.
— hirsutum 875, 876.
— Kirkii 875.
Gossypium peruvianum 875, 876.
— religiosum 528.
— triphyllum *(Harv.) Hochr.* II, 181.
— triphyllum *Hochr.* 551.
Gouania Blanchetiana 587.
— longispicata 560.
Gouanieae II, 278.
Gourliea decorticans 566.
Grabowskia Ameghinoi *Speg.** II, 240.
— megalosperma *Speg.** II, 240.
Gramineae 849, 888, 889, 891, 582, 540, 542, 548, 605, 611, 612, 618, 614, 615, 616, 617, 644. — II, 47, 148, 278, 276, 298, 441, 661. — P. 120, 144, 151, 156.
Grammadenia 692.
— costaricana 858.
— lineata 858.
— marginata 858.
— parasitica 858.
— Sintenisii *(Urb.) Mez** 858. — II, 284.
Granularia *Roth* 24.
— castanea *(Ell. et Ev.) White** 28, 159.
— rudis *Peck** 28, 159.
Granulobacter *Beijer.* 87, 295. — II, 886.
Graphephorum arundinaceum 400.
Graphiola Arengae *Racib.* II, 868.
— (?) macrospora *Penz. et Sacc.** 159.
Graphium comatrichoides *Mass. et Salm.** 40, 159.
— Klebahni *Oud.** 160.
— leucophaeum *Penz. et Sacc.** 160.
— macropodium 88.
— stercorarium *March.* 40.
— subulatum *Sacc.* 40.
Grasbacillus 288.
Gratiola 612. — II, 55.
Gratiola geminiflora 479.
— officinalis 418. — II, 31, 56, 476.
— pilosa P. 148.
Grenacheria 698.
Grevillea 618.
— Jamesoniana *Fitzgerald** II, 199.
— robusta P. II, 882.
Grewia II, 752.
— caffra P. 80, 200.
— flava II, 824.
— suffruticosa *K. Sch.** II, 207.
Grielum cuneifolium *Schz.** II, 205.
Griffithiella II, 198.
Griffonia Bellayana *Oliv.* II, 491.
— Berteri *Hook.* II, 491.
Grimaldia dichotoma 210.
Grimmia *Ehrh.* 240.
— apocarpa 218.
— crinita 288.
— decipiens *(Schltz.) Lindb.* 287.
— fragilis *Sch.* 287.
— funalis 217, 228.
— gracilis *Schleich.* 458.
— hemipolia Stirt.* 222, 257.
— Leibergii *Par.* 242.
— montana *B. S.* 231.
— — *var.* Idahensis *Ren. et Card.* 231.
— orbicularis 218.
— pachyphylla *Leib.* 242.
— pulvinata *(L.) Sm.* 218, 227, 236, 287.
— — *var.* longipila 227.
— retracta 222.
— rivularis 217.
— Stirtoni *Schpr.* 215.
— subsulcata *Limpr.* 231.
— torquata 228.
— tortifolia 219.
— — *var.* calvescens *Kindb.* 219.
— trichophylla *Grev.* 228, 236, 287.

Digitized by Google

Grimmia trichophylla *var.* Teneriffae *Ren. et Card.** 286.
Grimmiaceae 240, 246.
Grimmieae 240.
Grindelia speciosa *Lindl. et Pat.* II, 228.
— squarrosa *Dunal* 847. — P. 20, 184.
— Volkensii *O. Ktze.* II, 228.
Grisia 546.
— carnea *Brongn. et Gris.* II, 288.
— retusiflora *Brongn.* II, 288.
Gruinales 390.
Grunowia Tabellaria *Rab.* II, 787.
Guarea trichilioides P. 188.
— Tuerckheimii *Donn. Sm.** II, 182.
Guerkea uropetala *K. Sch.** II, 214.
— floribunda *K. Sch.** II, 214.
— Schumanniana *Wild. et Dur.** II, 214.
Guiera 552.
— Senegalensis *Lam.* 552. — II, 828.
— senegalensis *Lour.* II, 855.
Guignardia II, 114, 608, 606.
— Alaskana *Reed** II, 114.
— Bidwellii *(Ellis) Viala et Ravaz* 85. — II, 412.
— reniformis *Prill. et Delacr.* 86. — II, 412.
— seriata *Bacuml.** 15, 160.
— Ulvae *Reed** II, 114.
Guignardiella *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 160.
Guilelmia speciosa *Mart.* II, 446.
Gunnera 612, 682. — II, 286, 810.
— arenaria 682.
Gunnera chilensis 682. — II, 810.
— densiflora 682.
— dentata 682.
— Hamiltonii 682. — II, 810.
— lobata 682.
— magellanica 682.
— microcarpa 682.
— monoica 564.
Gunneraceae 612.
Gurania megistantha *Donn. Sm.** II, 228.
Gustavia angusta *L.* II, 51.
— — *var.* brasiliensis *Bg.* II, 51.
— — *var.* conferta *Bg.* II, 52.
— brasiliensis *DC.* II, 52.
— longifolia *Poepp.* II, 52.
Gutenbergia pembensis *Spenc. Moore** II, 228.
Guttiferae 609, 616, 680. — II, 47, 172.
Guttulina *Cienk.* 95.
— aurea *v. Tiegh.* 95.
— protea *Fayod* 95.
— rosea *Cienk.* 95.
— sessilis *v. Tiegh.* 95.
Guttulinaceae 95.
Guttulinopsis *Olive* N. G. 94, 95, 160.
— clavata *Olive** 94, 95, 160.
— stipata *Olive** 94, 95, 160.
— vulgaris *Olive** 94, 95, 160.
Gymnadenia albida 408, 409, 419, 432.
— conopea 400, 502.
— densiflora 400.
— odoratissima 399, 400, 401, 411.
— secundiflora *(Krzl.) Krzl.** II, 158.
Gymnanthes albicans *(Gris.) Urb.** II, 172.
— recurva *Urb.** II, 172.
Gymnema silvestre 557.
Gymnetron Antirrhini *Payk.* II, 572.
— linariae *Panz.* II, 572.
— pilosus II, 559.
— villosulus II, 564.
Gymnoascaceae 14, 24.
Gymnoascus flavus *Klöck.** 102, 160.
— Reessii *Baran.* 40.
— setosus *Eidam* 40.
Gymnocladus chinensis II, 28.
— dioica 686.
Gymnoconia interstitialis *(Schlecht.)* 83, 84, 107.
— Riddelliae *Griff.** 20, 160.
Gymnodochium *Mass. et Salm.* N. G. 40, 160.
— fimicolum *Mass. et Salm.** 40, 160.
Gymnogramme 616. — II, 29, 704, 717, 718.
— caracasana *Kl.* II, 724.
— Fauriei *Christ** II, 718, 780.
— japonica II, 695.
— javanica *Bl.* II, 714.
— — *var.* robusta *Christ** II, 714.
— microphylla *Hk.* II, 714.
— schizophylla *Bak.* II, 726, 729.
— Schwackeana *Christ** II, 724, 780.
— triangularis II, 729.
Gymnomitrium coralloides *Nees* 220.
— crenulatum *Gottsche* 214.
— obtusum *(Lindb.) Pears* 225.
Gymnopogon P. 186.
Gymnopteris *Bernh.* II, 718.
— Delavayi *(Bak.)* II, 718.
— ferruginea *(Kze.)* II, 718.

Digitized by Google

Gymnopteris Gardneri *(Bak.)* II, 718.
— Mülleri *(Hk.)* II, 718.
— subcordata *D. C. Eat. et Dav.* II, 718.
— vestita (*Wall.*) II, 718.
Gymnospermae 615, 628, 639. — II, 144, 767.
Gymnosphaera *F. Tassi* N. G. 160.
— ligniseda *F. Tassi** 160.
Gymnosporia buxifolia 557, 559.
— crenulata 558.
— diversifolia 500.
— emarginata 500.
— Goetzeana 560.
— variabilis 500.
Gymnosporangium 105, 109, 116. — II, 396.
— biseptatum *Ell.* 113.
— clavariaeforme *(Jacq.) Reess* 116. — II, 396, 398.
— Ellisii *(Berk.) Farl.* 113.
— globosum *Farl.* 33. — II, 398.
— gracile *Pat.** 30, 160. — II, 370.
— juniperinum (*L.*) *Fr.* 116. — II, 397.
— macropus *Lk.* II, 377.
— nidus-avis *Thaxt.* 33.— II, 398.
— tremelloides 16.
Gymnostomiella vernicosa *(Hook.) Fl.* 253.
Gymnostomum *Hedw.* 239.
— calcareum *Br. eur.* 227.
— — *var.* brevifolium *Bauer** 227.
— — *var.* gracile 227.
— calcareum *Nees et Hornsch.* 236.
— curvirostrum 220.
— rupestre 218.
Gymnozyga II, 124.
Gymnuratella *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
Gymnuratella pendula *(Poepp.) v. Tiegh.** II, 187.
Gynura coerulea 560.
— Proschii *Briq.** II, 223.
Gypsophila acutifolia 403.
— aretioides 490.
— elegans 402.
— fastigiata 399, 408.
— panniculata 348, 402, 436.
— repens 408, 422.
Gyrocarpus II, 491.
Gyrophragmium Delilei 39.
Gyrophyllites II, 131, 132.
Gyroporus griseus *Quél.** 11, 160.
Gyrosigma II, 597.
Gyrotheca capitata *Salisb.* II, 30.
— tinctoria *Salisb.* 646.
Gyroweisia *Schpr.* 239.
— acutifolia *Philib.* 246.
— tenuis 228.

Habenaria bifolia 456. — II, 784, 791.
— blephariglottis 508.
— bracteata 508.
— Busseana *Krzl.** II, 159.
— ciliaris 508.
— cultrata 560.
— dactylostigma 558.
— dilatata 508.
— fimbriata 508.
— hyperborea 508.
— jinuma *Mak.* II, 159.
— Kitondo *Wild.** II, 159.
— lacera 508.
— malacophylla 558.
— Millari *Bail.** II, 159.
— narcissiflora 558.
— obtusata 508.
— orbiculata 508.
— pentaglossa *Krzl.** II, 159.
— perfoliata *Krzl.** II, 159.
— psycodes 508.
— Rautaneniana *Krzl.** II, 159.
Habenaria secundiflora *Krzl.** II, 158.
— stenorrhynchus *Krzl.** II, 159.
— tridentata 508.
— virescens 508.
— viridis 456.
Haberlea Ferdinandi Coburgi *Urumoff** II, 230.
Habrodon perpusillus 220.
Haemacanthus II, 212, 551, 641. — II, 212.
— Diadema 641.
Haemadictyon II, 212.
Haemanthus Goetzei 560.
Haematoxylon II, 55.
— campechianum II, 55.
Haemodoraceae 610, 646.
Haemodorum II, 212.
Hagenia abyssinica 558, 559, 560.
Hainesia *Ell. et Ev.* 42.
— Aurantii P. *Henn.** 160.
— Castaneae *Oud.** 160.
— Dietelii *Oud.** 160.
— Rostrupii *Oud.** 160.
Hakea II, 491.
Halacsya Sendtneri *(Sendtn.) Dörfl.** II, 219.
Halbania Cyathearum *Racib.* II, 368.
Halenia gracilis 529.
— sibirica 457, 501.
Halianthus peploides II, 440.
Halimeda II, 119, 750.
— Fuggeri II, 750.
Halimedites II, 750.
Halimium heterophyllum *Spach* II, 566, 571.
— libanotis (*L.*) *Lge.* II, 567, 571.
— occidentale *W. K.* II, 566, 571.
Halimodendron II, 293.
Halodule 568.
— uninervis 543.
Halogeton glomeratus 496.
Halopegia *K. Sch.* N. G. 650.

Digitized by Google

Halopegia azurea *(K. Sch.) K. Sch.** II, 155.
— Blumei *(Kcke.) K. Sch.** II, 155.
— Cadelliana *(King.) K. Sch.** II, 155.
— macrostachya *(Wall.) K. Sch.** II, 155.
Halophila 567, 570.
— Aschersonii *Ostenf.** 646. — II, 151.
— Baillonis *Asch.* 646.
— Beccarii *Asch.* 646.
— decipiens *Ostenf.** 545, 646. — II, 151.
— Engelmanni *Asch.* 646.
— ovalis *(R. Br.) Hook.* 548, 646.
— spinulosa *(R. Br.) Asch.* 646.
— stipulacea *(Forsk.) Asch.* 646.
Halophytum *Speg.* N. G. II, 167.
— Ameghinoi *(Speg.) Speg.** II, 167.
Halopteris filicina 568.
Halorrhagaceae 469, 680.
Halorrhagis alata 681.
Halosphaera II, 103, 104.
— minor II, 106.
— viridis II, 102, 103, 107.
Haloxylon II, 293.
— ammodendron *C. A. May.* II, 558.
Hamadryas sempervivoides *Sprague** II, 200.
Hamamelidaceae 682.
Hamamelis 682.
— mollis 682.
Hamelia patens 580.
— virginiana *L.* 682.
Hancornia 585.
— amapá *Hub.** II, 214.
— speciosa *Gom.* II, 885.
Hannoa ferruginea *Engl.** II, 206.
Hantzschia II, 600.
— amphioxys II, 599.
— crassa *Pant.** II, 608.
Hantzschia directa *Pant.** II, 608.
Hapalosiphon II, 100.
— delicatulus *West** II, 141.
— laminosus 480.
Haplaria corticioides *Ferr. et Sacc.** 160.
Haploestes Greggii 522.
Haplopappus Ameghinoi *Speg.** II, 228.
— Illinii *Speg.** II, 228.
— Mustersii Speg.* II, 228.
— parvifolius 580.
— patagonicus *Speg.* II, 228.
— tehuelches *Speg.** II, 228.
— velutinus 580.
Haplophyllum Biebersteini 436.
Haplosporella bogoriensis *Penz. et Sacc.** 160.
— grandinea *Ell. et Ev.** 160.
— Jasmini *Ell. et Ev.** 160.
— juglandina *Sacc. et Syd.** 160.
— Juglandis *(Schum.) Oud.* 160.
— Pruni *McAlp.** 81, 160.
— rhizophila *Shear** 28, 160.
— sambucina *Ell. et Barthol.** 160.
— Wistariae *Ell. et Barthol.** 160.
Harknessia II, 868.
Harmandia cavernosa *Rübs.* II, 518.
Harmsia emarginata *Schz.** II, 207.
Haronga madagascariensis II, 826, 827.
— panniculata 558.
Harpagophytum II, 443.
— procumbens II, 472.
Harpalejeunea ovata *(Hook.) Schffn.* 282.
Harpalejeunea ovata *(Hook.) Spr.* 214.
Harpalum rigidum 427.
Harpanthus Flotowianus *Nees* 217, 280.
— scutatus *Spr.* 280.
Harpidium 221.
Harpidium *Krb.* 247, 252.
Harpidium *Sulliv.* 247, 252.
— nematosporum *Penz. et Sacc.** 160.
Harrisonia II, 165.
Hartia *Dunn* N. G. 709. — II, 207.
— sinensis *Dunn** II, 207.
Hartogia 596.
Hausmannia acutidens *Hj. Möller** II, 758.
— Forchhameri *Brongn.* II, 758.
— — subsp. dentata *Hj. Möller** II, 758.
— — subsp. laciniata *Hj. Möller** II, 758.
Haworthia cymbiformis 647.
Hebeloma Bakeri *Earle** 160.
— sericipes *Earle** 160.
Hebenstreitia comosa 708.
Heberdenia 692, 698.
— excelsa 852.
— penduliflora *(A. DC.) Mez** 852. — II, 284.
Hecistopteris *J. Sm.* II, 717, 718.
Heckeria 602. — II, 311.
— peltata II, 311.
— umbellata II, 311.
Hedera 389, 489, 618. — II, 856.
— Helix *L.* 389, 424, 487, 439, 452. — II, 571.
Hedophyllum II, 110.
Hedwigia albicans *(L.) Web. et Mohr* 228.
— — *var.* pulvinata *Péterfi** 228.
Hedwigidium imberbe *(Sm.) Br. eur.* 215.

Digitized by Google

Hedypnois 475.
Hedysarum 356, 522, 685, 686.
— albiflorum *Fedsch.** II, 177.
— auriculatum *Eastwood** II, 177.
— boreale II, 177.
— buchariсum *Fedsch.** II, 177.
— iomuticum *Fedsch.** II, 177.
— micropterum II, 177.
— minutissimum *Fedsch.** II, 177.
— pumilum *Fedsch.** II, 177.
— truncatum *Eastw.** II, 177.
— vegetius *Fedsch.** II, 177.
Heeria Dekindtiana *Engl.** II, 165.
Hegemone lilacina 456.
Heimia salicifolia 588.
Heisteria Arillesiana *Pierre* 644.
— Trillesiana *Pierre** II, 193, 880.
Helenium autumnale II, 784, 803.
— badium *Greene** II, 223.
— nudiflorum 514.
— tenuifolium II, 223. — P. 171.
Heleocharis 444, 611, 647.
— acicularis 422.
— fennica *Palla** II, 147.
— funebris *Spegazz.** II, 147.
— interstincta 534.
— mamillata *H. Lindb.** II, 147.
— multicaulis 403.
— ovata 408, 428.
— palustris 444, 626.
— plantaginea II, 827.
— triangularis *Reinsch** II, 147.
— tuberosa 499.
Heleocharis uniglumis 489. — II, 147.
Helianthella P. 134.
Helianthemum 478, 609, 671.
— Breweri *Planch.* 464, 670.
— Fontanesii 481.
— glaucum 481.
— guttatum 410, 464.
— rubellum 481.
— salicifolium *Pers.* 484.
Helianthus 518, 614, 629, 674. — II, 482, 667, 784, 824.
— annuus *L.* 347, 674. — II, 274, 300, 315, 623, 647, 666. — P. 114, 147, — II, 387, 400.
— atrorubens 392.
— californicus P. 114. — II, 400.
— carnosus *Small** 518, 674. — II, 223.
— cucumerifolius P. II, 400.
— decapetalus 392.
— giganteus II, 223.
— heterophyllus 674.
— Kellermannii *Britton** II, 223.
— Maximiliani 392. — P. II, 400.
— multiflorus P. II, 400.
— petiolaris 347.
— rigidus P. II, 400.
— scaberrimus P. II, 400.
— tuberosus *L.* II, 479. — P. II, 400.
— utahensis *Aven Nels.** II, 223.
Helichrysum 547. — II, 480.
— abietinum 561.
— abyssinicum 560.
— achyroclinoides *Spenc. Moore** II, 223.
— albo-brunneum *Sp. Moore** II, 223.
— angustifolium 481.
Helichrysum Antunesii *O. Hoffm.** II, 223.
— arenarium 412, 439.
— ceres *Sp. Moore** II, 224.
— Elliotii *Sp. Moore** II, 223.
— densiflorum 561.
— Goetzeanum 560.
— graveolens 439.
— Gregori *Sp. Moore** II, 223.
— italicum 489.
— nandense *Sp. Moore** II, 223.
— nitens 559.
— plicatum 439.
— prostratum II, 440.
— ruwenzoriense *Sp. Moore** II, 224.
— Stoechas *DC.* II, 572.
— Taylori *Sp. Moore** II, 224.
— tillandsiifolium 561.
— Volkensii *O. Hoffm.* 671.
Helicobasidium Mompa 28.
Helicodontium (Myrinia) pulvinatum 220.
Helicoma Bambusae *P. Henn.** 27, 161.
— Mülleri *Cda.* 33.
Heliconia II, 444.
— Bihai 527, 564.
— cannoides 564.
— psittacorum 564.
Helicosporium intermedium *Penz. et Sacc.** 161.
Helicostylum piriforme *Bain.* 40.
Helinus lanceolatus P. 204.
Heliophytum elongatum *DC.* II, 51.
Heliopsis canescens 530.
— scabra *Dunal* II, 436.
Heliothrips ardisiae II, 592.
— haemorrhoidalis II, 548.
Heliotropium 521, 614, 664.
— Bocconii P. 143.

Digitized by Google

Heliotropium campestre P. 190.
— Clausseni 589.
— curassavicum *L.* 589, 664.
— europaeum P. 7, 144.
— — *var.* Stevenianum P. 7.
— filiforme 589.
— Hasslerianum *Chod.** II, 219.
— hispidum 589.
— indicum *L.* 529, 589. II, 16.
— inundatum 589.
— leiocarpum 589.
— monostachyum 589.
— oppositifolium 529.
— riparium 589.
— stenophyllum 529.
— xerophilum *Cockerell.** 664. — II, 219.
Heliozela stanneella *Tr.* II, 578.
Helleboreae 668.
Helleborus 615. — II, 68, 465, 661.
— caucasicus II, 69.
— corsicus P. 199.
— foetidus *L.* 415, 466. — II, 69, 470, 472, 548.
— massalioticus 372.
— niger *L.* II, 69, 488, 548.
— purpurascens II, 69.
— viridis *L.* 626. — II, 68, 69, 548.
Helminthia aculeata *DC.* II, 528.
— echioides *Gärtn.* 489. — II, 519.
— lusitanica *Welw.* 478. — II, 224.
— pyrenaica 477.
— spinosa *DC.* 477, 478, 672. — II, 224.
Helminthopsis II, 740.
Helminthosporium 29, 100. — II, 868, 412.
Helminthosporium asterinoides *Sacc. et Syd.** 161.
— Avenae *Br. et Cav.* 100. — II, 412.
— bogoriense *Penz. et Sacc.** 161.
— Brassicae *P. Henn.** 26, 161.
— carpophilum II, 869.
— crustaceum *P. Henn.** 161.
— Ficuum *Rostr.** 29, 161.
— graminum *Rabh.* 48, 100. — II, 374, 375, 412.
— javanicum *Penz. et Sacc.** 161.
— nodipes *Penz. et Sacc.** 161.
— obclavatum *Sacc.* 12.
— solaninum *Sacc. et Syd.** 161.
— teres *Sacc.* 100. — II, 412.
Helminthostachys II, 691.
— zeylanica II, 679, 691.
Helmsia collina *Boswell* 241.
Helophila decipiens *Ostenfeld** II, 169.
Helostroma *Pat.* N. G. 80, 161.
— album *(Desm.) Pat.** 80, 161. — II, 870.
Helothrix axillaris *(R. Br.) Palla** II, 147.
— imberbis *(R. Br.) Palla** II, 147.
— paludosa *(R. Br.) Palla** II, 147.
Helotiaceae 7, 14, 23, 24, 28.
Helotiella aurea *Penz. et Sacc.** 161.
— myoleuca *Penz. et Sacc.* 161.
Helotium 25.
— albidum 41.
— albo-atrum *P. Henn.** 25, 161.
Helotium atroviride *P. Henn.** 25, 161.
— blumenaviense *P. Henn.** 25.
— Cecropiae *P. Henn.** 25, 161.
— delectabile *Massee et Morg.** 161.
— disseminatum *P. Henn.** 25, 161.
— javanicum *Penz. et Sacc.** 161.
— phlebophorum *Pat.** 161.
— pteridophilum *Penz. et Sacc.** 161.
— radicicola *P. Henn.** 25, 161.
— sulfurellum *Ell. et Ev.* 17.
Helvella 22. — II, 491.
— adhaerens *Peck** 161.
— Favrei *Quél.** 11, 161.
— javanica *Penz. et Sacc.** 161.
— macropus 22.
— — *var.* brevis *Peck** 22.
— sulcata *Afzel.* 80.
— — *var.* lachnopoda *Pat.** 80.
Helvellaceae 7, 12, 14, 28, 30.
Hemerocallis 626.
— flava II, 511.
— fulva 418. — P. 8, 146, 167, 169.
Hemiarcyria rubiformis 91.
— — *var.* aspera *Gutw.* 91.
— — *var.* glabra *Gutw.* 91.
Hemiascineae 14, 15.
Hemiaulus II, 603.
Hemicarpha 514.
— aristulata *Aven Nels.** II, 147.
— micrantha II, 147.
— subsquarrosa 514.
Hemileia vastatrix 27, 79. — II, 365, 367, 368, 850.
Hemitrichia Karstenii 92.

Digitized by Google

Hemiuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— elegans *v. Tiegh.** II, 187.
— pulchella (*Pl.*) *v. Tieghem** II, 187.
Hemizonia 525, 526, 673.
— grandiflora *Abrams** 673. — II, 224.
— luzulaefolia 673.
Hendersonia Abietis *Roum. et Fautr.* 161.
— acericola *Sacc.* 181.
— affinis *Pass.* 162.
— Alcides *Sacc.* 181.
— angustifolia *Ell. et Ev.* 162.
— Atractylidis *Pat.* 162.
— australis *F. Tassi* 162.
— Berchemiae *P. Henn.** 161.
— bicolor *Pat.* 181.
— biseptata *Sacc.* 162.
— Bromeliae *Pat.* 181.
— Camelliae *Pass.* 162.
— canina *Brun.* 162.
— Caraganae *Oud.** 161.
— Citri *Mc Alp.* 181.
— Colchicae *Pass.* 162.
— concentrica *Ell. et Ev.* 181.
— coronaria *Brun.* 162.
— crataegicola *Atk.* 181.
— Cydoniae *C. et Ell.* 181.
— cydonicola *Thüm. et Pass.* 162.
— cylindrospora *Speg.* 161.
— Daphnes *Pass.* 181.
— Davisii *Ell. et Ev.* 181.
— decipiens *Thüm.* 162.
— discosioides *Ell. et D.* 181.
— Dulcamarae *Sacc.* 181.
— Epilobii *Fautr.* 162.
— Erianthi *Atk.* 162.
— exigua *Cke.* 162.
— findens *Cke.* 162.
— fissa *Fr.* 162.
— foliorum *Fuck.* 181.
— Fourcroyae *Thüm.* 181.
Hendersonia Fraxini *Ell. et Barth.* 162.
— geographica *Ell. et Ev.* 182.
— hirta *Fr.* 162.
— Junci *Boy. et Jacz.* 162.
— leptosposa *Trail* 162.
— ligniseda *Fautr.* 162.
— Magnoliae *Sacc.* 182.
— marginalis II, 422.
— Marrubii *Brun.* 162.
— minutissima *Sacc.* 162.
— nitida *Ell. et Ev.* 182.
— Oleae *Patters.* 182.
— Opuntiae *Ell. et Ev.* 161.
— ostryigena *E. et D.* 162.
— Persicae *McAlp.** 32, 161.
— piricola *Sacc.* 182.
— populina Pass. 182.
— Pubentis *Cke.* 162.
— punctoidea *Karst.* 162.
— Punicae *Pass.* 162.
— pustulata *Ell. et Ev.* 162.
— radicicola *F. Tassi* 162.
— Raphiolepidis *F. Tassi* 162.
— Rhododendri *Oud.* 162.
— Rhododendri *Thüm.* 181.
— rhizophila *Ferraris** 8, 161.
— rubiginosa *Brun.* 162.
— Sambuci *Müll.* 162.
— sanguinea *Brun.* 162.
— sarmentorum *West.* 162.
— sparsa *Wint.* 162.
— Spegazzinii *Sacc. et Syd.** 161.
— stipicola *Speg.** 161.
— stygia *Ell. et Ev.* 162.
— taphrinicola *Tr. et Earle* 182.
— Tecomae *Sacc.* 162.
— Thalictri *Pat.* 162.
— theicola *Cke.* 44, 182. — II, 364.
— Torminalis *Sacc.* 182.
Hendersonia Tragacanthae *Delacr.* 168.
— typhicola *Oud.* 163.
— vitiphylla *Speschn.* 182.
— Wistariae *Cke.* 163.
Hendersoniella xylogena *Sacc.** 161.
Hendersonulina *F. Tassi* N. G. 132, 161.
— Abietis *(Roum. et Fautr.) F. Tassi** 161.
— affinis (*Pass.*) *F. Tassi** 162.
— angustifolia *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 162.
— Atractylidis *(Pat.) F. Tassi** 162.
— australis (*F. Tassi*) *F. Tassi** 162.
— biseptata *(Sacc.) F. Tassi** 162.
— Camelliae (*Pass.*) *F. Tassi** 161.
— canina *(Brun.) F. Tassi** 162.
— Colchicae *(Pass.) F. Tassi** 162.
— coronaria *(Brun.) F. Tassi** 162.
— cydonicola *(Thüm. et Pass.) F. Tassi** 162.
— decipiens *(Thüm.) F. Tassi** 162.
— Epilobii *(Fautr.) F. Tassi** 162.
— Erianthi *(Atk.) F. Tassi** 162.
— exigua *(Cke.) F. Tassi** 162.
— findens *(Cke.) F. Tassi** 162.
— fissa (*Fr.*) *F. Tassi** 162.
— Fraxini *(Ell. et Barth.) F. Tassi** 162.
— hirta *(Fr.) F. Tassi** 162.
— Junci (*Boy. et Jacz.*) *F. Tassi** 162.
— leptospora (*Trail*) *F. Tassi** 162.

Digitized by Google

Hendersonulina ligniseda (*Fautr.*) *F. Tassi** 162.
— Marrubii (*Brun.*) *F. Tassi** 162.
— minutissima (*Sacc.*) *F. Tassi** 162.
— ostryigena (*E. et D.*) *F. Tassi** 162.
— Punicae (*Pass.*) *F. Tassi** 162.
— Pubentis (*Cke.*) *F. Tassi** 162.
— punctoidea (*Karst.*) *F. Tassi** 162.
— pustulata (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 162.
— radicicola (*F. Tassi*) *F. Tassi** 162.
— Raphiolepidis (*F. Tassi*) *F. Tassi** 162.
— Rhododendri (*Oud.*) *F. Tassi** 162.
— rubiginosa (*Brun.*) *F. Tassi** 162.
— Sambuci (*Müll.*) *F. Tassi** 162.
— sanguinea (*Brun.*) *F. Tassi** 162.
— sarmentorum (*West.*) *F. Tassi** 162.
— sparsa (*Wint.*) *F. Tassi** 162.
— stygia (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 162.
— Tecomae (*Sacc.*) *F. Tassi** 162.
— Thalictri (*Pat.*) *F. Tassi** 162.
— Tragacanthae (*Delacr.*) *F. Tassi** 168.
— typhicola (*Oud.*) *F. Tassi** 168.
— Wistariae (*Cke.*) *F. Tassi** 163.
Hennediella *Par.* 240.
Henningsiella *Rehm* 101.
Henningsinia 25.
Hepatica 441, 701.
— acuta 628.
— triloba 839. 419. — II, 552.
Hepaticae 221, 222, 228, 226, 227, 281, 288, 288, 248, 249, 250, 251, 254.
Hepaticina Balantii *C. Müll.** 257.
— bryoides *C. Müll.** 257.
— cyclophylla *C. Müll.** 257.
— flaccidissima *C. Müll.** 257.
— interstitialis *C. Müll.** 257.
— nanocaulis *C. Müll.** 257.
— parvula *C. Müll.** 257.
— pseudo-obscura *C. Müll.** 257.
— Zürniana *C. Müll.** 257.
Heppiella corymbosa (*Sw.*) *Urb.** II, 280.
— rupincola *Wright.* II, 280.
Heracleum barbatum 457.
— lanatum 459, 504.
— sibiricum 489.
— Sphondylium *L.* 401, 424, 623. — P. 146.
— villosum 489.
Herberta adunca (*Dicks.*) *S. F. Gray* 214.
Hericium alpestre *Pers.* 16.
Herminiera elaphroxylon 553, 554.
Herminium 522.
— monorchis 486, 502.
Herniaria glabra 414.
— hirsuta 447.
Herpetomonas *Kent.* II, 126.
— jaculum *Léger** 126.
Herpomyces *Thaxt.* N. G. 103, 163.
— arietinus *Thaxt.** 163.
— chaetophilus *Thaxt.** 163.
— Diplopterae *Thaxt.** 163.
— Ectobiae *Thaxt.** 163.
— forficularis *Thaxt.** 163.
— Paranensis *Thaxt.** 163.
Herpomyces Periplanetae *Thaxt.** 163.
— tricuspidatus *Thaxt.** 163.
— Zanzibarinus *Thaxt.** 163.
Herpophyllum coalescens *Farlow** II, 111, 141.
Herposteiron II, 115, 116.
— confervicola II, 116.
— crassisetum West* II, 141.
— polychaete II, 116.
Herpotrichia II, 368.
Herrania albiflora II, 351.
Herreria II, 25.
— Sarsaparilla *Mart.* II, 24, 25.
Herschelia Goetzeana 560.
Hertia cheirifolia P. 80, 198. — II, 370.
Hesperaloe 360, 649.
— funifera (*Koch.*) *Trel.** II, 158.
Hesperanthe Volkensii 560.
Hesperaster *Cockerell* N. G. 688.
— chrysanthus (*Engelm.*) *Cock.** II, 179.
— decapetalus (*Sims*) *Cockerell** II, 179.
— densus (*Greene*) *Cock.** II, 179.
— multiflorus (*Nutt.*) *Cock.** II, 179.
— nudicaulis (*Dougl.*) *Cock.** II, 179.
— nudus (*Pursh*) *Cock.** 522, 674. — II. 179.
— perennis (*Woot.*) *Cock.** II, 179.
— pumilus (*Torr. et Gr.*) *Cock.** II, 179.
— Rusbyi (*Wooton*) *Cock.** II, 179.
— speciosus *Osterh.** II, 179.
— strictus *Osterhout** II, 179.

Digitized by Google

Hesperis matronalis *L.* II, 499.
— nivea 480.
— tristis 488.
Hesperochiron 683.
— californicus *Wats.* II, 239.
Hesperoyucca 360, 649.
Hetaeria cristata 500.
Heterangium II, 745, 750.
Heterobotrys paradoxa *Sacc.* II, 371.
Heterocladium heteropterum 220.
— squarrosulum *Lindb.* 219, 220.
Heterodera II, 796.
— radicicola 677. — II, 367, 418, 424, 515, 525, 552, 558, 850.
— Schachtii II, 370, 552.
Heteroideae II, 600.
Heterokontae II, 113.
Heteromorpha arborescens 557.
Heteropatella *Fuck.* 42
Heteropetalum brasiliense II, 279.
Heteroporidium *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— arabicum *v. Tieghem** II, 187.
— abyssinicum *v. Tiegh.** II, 187.
Heteropteris II, 491. — P. 138, 181.
— Chodatiana *Skottsbg.** 537.
— gigantocarpa *Skottsbg.** 537.
— micans *Skottsbg.** 537.
— microcarpa *Skottsbg.** 537.
Heterosphaerieae 7.
Heterosporium II, 423.
— cerealium *Oud.* II, 374.
— Chamaeropis *Oud.** 163.
— echinulatum *(Berk.) Cke.* 78, 132. — II, 423.
— gracile II, 374.
Heterosporium Magnusianum *Jaap** 14, 163.
Heterotoma lobelioides 666.
Heuchera rubescens 524.
— sanguinea II, 552.
Heurnia somalica *N. E. Br.* 554.
Hevea II, 55, 585. — II, 22, 884, 886, 888.
— brasiliensis *Müll. Arg.* 373, 586. — II, 507, 883, 884, 888. — P. 200. — II, 832, 890.
— guyanensis *Aubl.* 373. II, 885.
— lutea *Müll. Arg.* 373. — II, 885.
— Spruceana *Müll. Arg.* 373. — II, 885.
— viridis *Huber** II, 172, 885.
Hexagona amplectens *Pat.** 41, 163.
— variegata *Berk.* 24.
Hexalobus monopetalus 658.
Hexaptera cicatricosa 566.
— pinnatifida 566.
— spathulata 566.
Hexisea II, 313.
Hibbertia tomentosa *Beauv.* II, 171.
Hibiscus II, 784, 864, 865. — P. 140, 181.
— affinis *H. B. K.* II, 180.
— Baumii *Gürke* II, 181.
— cannabinus II, 822, 865.
— Debeerstii *Wild. et Dur.* II, 181.
— Eetveldeanus *Wild. et Dur.* II, 181.
— Elliottiae 550.
— esculentus II, 827, 869.
— Hasslerianus *Hochr.** II, 181.
— huillensis *Hi.* II, 181.
— Liebrechtsianus *Wild. et Dur.* II, 181.
Hibiscus Manihot 382. — II, 872.
— micranthus *L. fil.* II, 181.
— mutabilis II, 446, 488, 865.
— palustris 689.
— rhodanthus *Gürke* 559. — II, 181.
— Rosa-sinensis *L.* 528.
— Scotti 689.
— surattensis *L.* II, 181.
— syriacus P. 150. — II, 398.
— ternatus 501.
— tiliaceus *L.* 340. — II, 827, 869.
— vitifolius *L.* II, 788.
— Welwitschii *Hi.* II, 181.
Hieracium 322, 349, 389, 416, 421, 428, 429, 433, 442, 449, 468, 465, 474, 481, 482, 565, 612, 618, 626, 671, 673, 674, 675,
— albipes *Dahlst.* 443.
— albolineatum *Dahlst.* 443.
— — *var.* abroënse *Dahlst.* 443.
— alphostictum 443.
— alpinum 407.
— amphigenum 425.
— andinum 565.
— anfractum *Fr.* 445.
— anglicum *Fr.* 468, 674.
— — *var.* acutifolium *Backh.* 674.
— — *var.* amplexicaule *Backh.* 674.
— — *var.* brevifurcatum *Will.** 674.
— — *var.* calcaratum *Linton* 674.
— — *var.* genuinum *Syme* 674.
— — *var.* Hartii *Will.** 674.
— — *var.* jaculifolium *Hanb.* 674.
— antarcticum 565.

Digitized by Google

Hieracium aroleucoides *Dahlst.** 448.
— asterinum 425.
— atripes *Dahlst.* 448.
— atronitens *Dahlst.** 445.
— atrum *Dahlst.* 448.
— aurantiacum 400.
— auratum 468.
— bifurcum 439, 440.
— Billetianum *Arv.-Touv. et Briq.** II, 224.
— boreale *Fr.* 439, 484. — II, 572.
— breviusculum *Dahlst.* 448.
— bructerum 407.
— bulbocastanum 425.
— caesium 405, 448, 468, 674.
— carenorum 674.
— cerinthiforme 674.
— chilense 565.
— chondrilliflorum *Arv.-Touv.** II, 224.
— cinerascens 425.
— cinericolor *Dahlst.* 448.
— — *var.* densepilosum *Dahlst.* 448.
— colorans *Dahlst.* 448.
— crepidifolium II, 124.
— — *var.* latifolium *Arv.-Touv.* II, 224.
— — *var.* subellipticum *Arv.-Touv.* II, 224.
— crinitum 675.
— — *subsp.* caramanicum *Zahn* 675.
— cymosum 413, 443.
— dispalatum *Arv.-Touv.** II, 224.
— echioides 439, 440.
— elongatipes *Dahlst.* 448.
— elongatum 425.
— farinulentum *Jord.* 421.
— firmistolonum *Dahlst.* 443.
— — *var.* rigidistolonum *Dahlst.* 448.
— florentinum 399.
— floribundum 398.
Hieracium floridanum *N. L. Britton** 672. — II, 224.
— furfuraceum *Dahlst.** 448.
— glaucum 417.
— gothicum *Fr.* 445.
— — *var.* bleckingense *Dt. et Svanl.* 445.
— — *var.* tenuiramum *Dt. et Svanl.* 445.
— Gremlii 425.
— Guettardianum *Arv.-Touv.** II, 224.
— heterospermum 484.
— hirtelliceps *Dahlst.* 443.
— hyperboreum 401.
— incisum 425.
— irriguum *Fr.* 445.
— — *var.* irriguiforme *Dahlst.** 445.
— isothyrsum *N. et P.* 445.
— — *var.* isothyrsoides *Dt.* 445.
— — *var.* pseudopolymnoon *Dt.* 445.
— italicum × silvaticum 675.
— Kupfferi *Dahlst.** 448.
— Lackschewitzii *Dahlst.* 443.
— laevigatum 404, 425.
— lampsanoides 425.
— Langwellense 674.
— lepiduliforme 443.
— leptophyton 427.
— leucopsaroides *Dahlst.* 448.
— Lübeckii *Svanl.* 445.
— lythrifolium *Arv.-Touv.** II, 224.
— macranthelum *N. et P.* 445.
— magnipes *Dahlst.* 448.
— magyaricum 427.
— Marianum 672.
— mixopolium *Dahlst.** 445.
— — *var.* mixopolioides *Dahlst.** 445.
Hieracium nigrans *Dahlst.* 443.
— — *var.* osiliense *Dahlst.* 443.
— murorum 439, 440, 468, 674.
— nudifolium 443.
— obatrescens *Dahlst.** 445.
— — *var.* subrigidiforme *Dahlst.** II, 445.
— oioënse *Dahlst.* 448.
— Osiliae *Dahlst.* 448.
— paraguayense 588.
— patagonicum 565.
— Peleterianum *Mer.* 425. — II, 588.
— pilisetum *Arv.-Touv.** II, 224.
— Pilosella 448, 446.
— — *var.* ericeticola *Dahlst.** 446.
— pleuroleucum *Dahlst.* 448.
— poliodermum 443.
— polymnoon 445.
— — *var.* luscidioides *Svanl.** 445.
— praealpinum *Arv.-Touv.** II, 224.
— praealtum 439, 440, 511, 518.
— praecinereum *Dahlst.* 448.
— praecox *Schltz. Bip.* II, 588.
— praetenerum *Almqu.* 448.
— praeteriforme *Almqu.* 448.
— pratense 440.
— procerum *Fr.* II, 559.
— pseud-italicum *Zahn* 675.
— pubescens *Lindbl.* 448, 445.
— — *var.* longipilum *Svanl.** 445.
— rigidum 445.
— Rigoanum *Zahn* 675.

Digitized by Google

Hieracium sabaudum *L.* II, 572.
— scaposum *Dahlst.* 448.
— serratifrons 448.
— silvaticum 448.
— sixtinum 425.
— subatronitens *Dahlst.** 445.
— subcaesium 425.
— subincisum 425.
— submaculosum *Dahlst.* 443.
— subvirens *Arv.-Touv.* II. 224.
— Svanlundii *Dahlst.** 445,
— tabergense *Dahlst.* 448.
— — *var.* stiptadenioides *Dahlst.* 448.
— tenuiflorum 425.
— transbalticum *Dahlst.* 443.
— tridentatum 398, 440.
— umbellatum *L.* 404, 501. — II, 471.
— variabilile *Dahlst.* 443.
— — *var.* subgalbanum *Dahlst.* 448.
— venosum P. 143.
— virosum 439.
— vulgatum 433, 440, 518.
— — *subspec.* Bubaki 433.
Hierochloa II, 439.
— australis 406.
Hildebrandtia Prototypus *Nard.* II, 110.
— rivularis II, 107.
Himantoglossum hircinum II, 470.
Himeranthus Ameghinoi *Speg.** II, 240.
— patagonicus *Speg.** II, 240.
Hippeastrum 641. — II, 819.
— equestre 565.
— flammigerum *Holmbg.** 641.
— Kromeri *Worsley** II, 145.
— Mandoni 565.
Hippocastanaceae 634, 682, 710.
Hippo-Clivea 641.
Hippocratea 373.
— cymosa *Wild. et Dur.** II, 173.
— Goetzei 560.
— verrucosa 588.
Hippocrateaceae II, 51, 173.
Hippocrepis comosa *L.* 405, 419. — II, 584.
Hippomane II, 47.
— glandulosa *L.* II, 172
— mancinella II, 16.
Hippomarathrum crispum 439. — P. II, 399.
— — *var.* Prescotti 439, — P. II, 399.
Hippophaë 615.
— rhamnoides *L.* 422, 496.
Hippuris 612. — II, 690.
— vulgaris *L.* 398, 493. 626.
Hiraea obovata *Hub.** II, 180.
Hirneola 29.
— Buccina *(Pat.) Sacc. et Syd.** 163.
Histionia *Voigt* N. G. II, 100.
— Zachariasi *Voigt** II, 100, 141.
Hobsonia Ackermannii *Pat.* 24, 163.
Hoeckia 637.
Höhneliella *Bres. et Sacc.* N. G. 16, 163.
— perplexa *Bres. et Sacc.** 163.
Hoffmannia Ghiesbreghtii II, 592.
— tubiflora P. 202.
Hoffmannseggia falcaria 566.
— nana *Chod. et Wilcz.** II, 173.
— patagonica *Speg.** II, 175.
Holalafia multiflora *Stapf* II, 213.
Holcaspis arizonica *Cock.* II, 522.
Holcus lanatus *L.* 626. — II, 293, 505. — P. II, 876.
— mollis *L.* 403, 626.
Holodiscus discolor dumosus 524.
Holomitrium cavifolium *Schpr.* 241.
— piliferum *Besch.* 241.
— procerrimum *Schpr.* 241.
Holosteum II, 642, 643.
Homalia 284.
— exigua *Bosch et Lac.* 244.
— pendulina *Schpr.* 244.
— pusilla *Bosch. et Lac.* 245.
— Valentini *Besch.* 245.
— variifolia *Welw. et Duby* 244.
Homalonema brevispatha *Engl.** 544. — II, 145.
— truncata 543.
Homalothecium 284.
— lentum *(Mitt.) Jaeg. et Sauerb.* 241.
— Mandoni *Mitt.* 237.
— Philippeanum 217, 220.
— sericeum *(L.) Br. eur.* 218, 286.
— — *var.* Mandoni *(Mitt.) Ren. et Card.* 287.
Homogyne alpina 408, 409, 419.
Homoianthus variabilis P. 190.
Honckenya ficifolia *Willd.* 709, 552.
Hoodia Bainesii II, 824.
Hookeria africana *Mitt.* 236.
— Arbuscula *Smith* 245.
— Blumeana *C. Müll.* 253.
— — *var.* Vescoana *(Besch.) Fl.* 353.
— Dussii *Besch.** 257.

Digitized by Google

Hookeria flabellata *Sm.* 243.
— papillata *Mont.* 258.
— — *var.* brevifolia *Fl.* 258.
— pilifera *Hook. et Wils.* 241.
— Prabaktiana *C. Müll.* 258.
— — *f.* robusta *Fl.* 258.
— pseudo-pilifera *C. Müll.* 241.
— Wichurae *(Broth.) Fl.* 258.
Hopea II, 8.
— avellanea *Heim** 544.
— ferrea II, 829.
— odorata II, 829.
— Schmidtii *Heim** 544.
— siamensis *Heim** 544.
Hordeae 388.
Hordeum 863, 406. — II, 780, 784. — P. II, 876.
— arenarium II, 149.
— bifurcatum P. 102.
— Bobartii *Aschs. u. Gr.** II, 149.
— bulbosum 602. — P. 102.
— comosum P. 112.
— distichum 846. — II, 780.
— hexastichum P. 102.
— jubatum 402, 468. — P. 102, 112.
— maritimum 488. — P. 102.
— murinum P. 102, 112.
— nutans P. II, 412.
— pratense P. 201.
— secalinum P. 102.
— tetrastichum 846. — II, 780.
— trifurcatum *Schlch.* 681.
— vulgare *L.* II, 628, 629. — P. 102, 112.
Hormiscia II, 95.
Hormiscium undulatum *Mc Alp.** 61, 168.
Hormodendron cladosporioides II, 877.
Hormodendron pallidum *Oud.** 168.
Hormomyia Fagi II, 552.
— piligera II, 540
Hornschuchia *Nees* 685.
Hostmannia *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— essequibensis *(Engl.) v. Tiegh.** II, 187.
— Sagotii *v. Tiegh.** II, 187.
Hottonia II, 690.
— inflata 508.
Houstonia II, 808.
— angustifolia P. 190. — II, 298.
Hovea *R. Br.* 687. — II, 276.
— elliptica II, 276.
Hovenia dulcis II, 466.
Hoya 614. — II, 465.
— variegata II, 841.
Hudsonia ericoides 512.
— tomentosa 512, 516.
Hugonia 548.
— acuminata *Engl.** II, 179.
— Baumannii *Engl.** II, 179.
— gabunensis *Engl.** II, 179.
— micans *Engl.** II, 179.
— orientalis *Engl.** II, 179.
— reticulata *Engl.** II, 179.
— villosa *Engl.** II, 179.
Humaria carneola *Wint.* 12.
— ceraceo-cerea *P. Henn.** 25, 168.
— foliicola *P. Henn.** 25, 168.
— Nicholsonii *Mass.* 12.
— palmicola *P. Henn.** 25, 168.
— phycophila *Oud.** 18, 168.
— salmonicolor *(B. et Br.) Sacc.* 40.
Humaria umbilicata *Penz. et Sacc.** 168.
Humulus 389, 617.
— Lupulus *L.* 864. — II, 82, 504, 538, 860.
Hunteria II, 215.
— Ballayi *Hua** 552. — II, 215.
— breviloha *Hall. fil.* II, 215.
— camerunensis *K. Sch.* II, 215.
— pycnantha *Hall. fil.* II, 215.
— pycnantha *K. Sch.* II, 215.
Huonia *Montrouz.* II, 205.
Hura II, 47.
Hutchinsia petraea 405, 467.
Hyacinthus P. II, 874.
— albulus P. II, 882.
— orientalis *L.* 625. — P. II, 881, 882.
Hyaenachne II, 47.
Hyalobryon Lauterborni Lemm. II, 100.
— — *var.* mucicola *Lemm.* II, 100.
Hyalodiscus II, 606.
Hyalopsora II, 898.
— Aspidiotus *(Peck) P. Magn.* 119.
— dryopteridis *(Moug. et Nestl.) P. Magn.* 119.
Hyalotheca II, 89, 124.
— dissiliens II, 97.
Hyalothyridium *F. Tassi* N. G. 182, 168.
— viburnicolum *F. Tassi** 168.
Hybophrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— Braunianum 354.
Hydnaceae 7, 11, 12, 14, 16, 28, 28, 122.
Hydnangium carneum *Wallr.* 99.
Hydnobolites cerebriformis *Tul.* 99.

Digitized by Google

Hydnophytum II, 496, 502, 699.
Hydnora africana II, 824.
Hydnoraceae II, 173.
Hydnotria carnea *(Cda.) Zobel* 99.
— Tulasnei *B. et Br.* 99, 393.
Hydnum 22, 29.
— Auriscalpium *L.* 10.
— boreale *Banker** 28, 163.
— chlorascens *Pat.** 30, 163.
— Colossum *Bres.** 10, 163.
— cristatum *Bres.** 163.
— cucullatum *Har.et Pat.** 27, 163.
— erinaceum 88.
— Himantia *Schw.* 8.
— humidum *Banker** 28, 164.
— umbilicatum *Peck** 164.
Hydrangea II, 488, 853. — P. 143.
Hydrastideae 663.
Hydrastis canadensis II, 10, 11.
Hydriastele costata *Bail.** II, 168.
— Douglasiana *Bail.** II, 163.
Hydrobryum II, 198.
— Johnsonii *(Wight) Willis** II, 198.
— sessile *Willis** II, 198.
Hydrocharis 611, 618.
— Morsus-ranae *L.* 626.
Hydrocharitaceae 543, 544, 616, 647. — II, 151.
Hydrocotyle 612, 618, 626.
— asiatica 543.
— conferta 503.
— javanica 500, 503.
— ramiflora 503.
— rotundifolia 503.
— Wilfordi 503.
Hydrocybe 20.
Hydrocystis piligera *Tul.* 99.
Hydrodictyon II, 122, 270.
— utriculatum II, 270.
Hydrolea glabra 538.
— paraguayensis 538.
— spinosa 538.
Hydromystria 611.
Hydrophyllaceae 682. — II, 280. — P. 121.
Hydrophyllum 521, 610, 618, 682.
— capitatum P. 194.
— patens *N. L. Britton** 682. — II, 230.
— virginicum 682.
Hydropterides II, 762.
Hydropyrum latifolium 499.
Hydrosme longituberosa *Engl.** 544. — II, 145.
— mossambicensis 559.
Hydrurus II, 111.
Hyella caespitosa *Born. et Flauh.* II, 109.
— endophytica *Börgesen** II, 141.
Hygrophila Evae *Briq.** II, 212.
— microthamnia 559.
Hygrophoreae 23.
Hygrophorus 18, 22.
— — *sect.* Camarophyllus 18.
— — *sect.* Hygrocybe 18.
— albipes *Peck* 18.
— amygdalinus *Peck* 18.
— aurantio-luteus *B. et C.* 18.
— borealis *Peck* 18.
— cantharellus *Schw.* 18.
— cantharellus roseus *Peck* 18.
— ceraceus *(Wulf) Fr.* 18.
— chlorophanus *Fr.* 18.
— cinnabarinus *Schw.* 18.
— congelatus *Peck* 18.
— conicus *(Scop.) Fr.* 18.
— cuspidatus *Peck* 18.
— glutinosus *Peck** 164.
— haematocephalus *B. et C.* 18.
Hygrophorus immutabilis *Peck* 18.
— Laurae *Morg.* 22.
— marginatus *Peck* 18.
— minutulus *Peck* 18.
— nigridius *Peck* 18.
— nitidus *B. et C.* 18.
— ohiensis *Mont.* 18.
— pallidus *Peck** 18, 164.
— paludosus *Peck** 164.
— parvulus *Peck* 18.
— Peckii *Atk.** 164.
— psittacinus *Fr.* 18.
— purus *Peck* 18.
— pusillus *Peck** 18, 164.
— Ravenelii *B. et C.* 18.
— speciosus *Peck* 18.
— sphaerosporus *Peck* 18.
— squamulosus *E. et E.* 18.
— stenophyllus *Mont.* 18.
— subolivaceo-albus *(P. Henn.) Sacc. et Syd.** 164.
— variolosus *Fr.* 18.
Hylocomium 234.
— Berthelotianum *(Mont.) Par.* 241.
— brevirostre *(Ehrh.) B. S.* 220, 232.
— loreum 220.
— madeirense *Schpr.* 241.
— parietinum 220.
— proliferum 220. — II, 742.
— pyrenaicum *(Spr.) Lindb.* 220, 228.
— rugosum 220.
— Schreberi 220.
— splendens 220, 228.
— — *var.* alpinum 228.
— squarrosum *(L.) B. et S.* 220, 232.
— triquetrum 213, 219, 220. — II, 503.
— — *var.* beringianum *Card. et Ther.** 213.
— umbratum 220.
Hymenaea Martiana *Hayne* II, 483.
— verrucosa 547. — II, 826.

Digitized by Google

Hymenandra II, 284.
— concinna 641.
— quitoensis 565.
— Wallichii 852.
Hymenobolus Agaves *Dur. et Mont.* 9.
Hymenochaete 29.
Hymenogaster arenaria *Tul.* 99.
— decorus *Rehsteiner* 99.
— Rehsteineri *Buch.* 99.
— Suzukianus *P. Henn.** 28, 164.
— verrucosa *Buch.* 99.
— vulgaris *Tul.* 99.
Hymenogastraceae 28.
Hymenomycetes 7, 15.
Hymenophyllaceae II, 681, 688, 700, 702.
Hymenophyllum *Brid.* 284, 289, 448, 614. — II, 465, 685, 787.
— asplenoides *Sw.* II, 685.
— bivalve *Sw.* II, 685.
— Boryanum *Willd.* II, 685.
— Bridgesii *Hk.* II, 685.
— capillaceum *Roxb.* II, 685.
— caudiculatum *Mart.* II, 685.
— ciliatum *Sw.* II, 685, 724.
— corticola *Hk.* II, 685.
— crispatum *Wall.* II, 685.
— crispum *H. B. K.* II, 685, 728.
— cristatum *Hk. et Grev* II, 685.
— cruentum *Cav.* II, 685.
— demissum *Sw.* II, 685.
— dichotomum *Cav.* II, 685.
— dilatatum *Sw.* II, 685.
— elasticum *Bory* II, 685.
— elatius *Christ** II, 724, 730.
— exsertum *Wall.* II, 685.
— flabellatum *Lab.* II, 685.
Hymenophyllum fucoides *Sw.* II, 685.
— gracile *Bory* II, 685.
— hirsutum *Sw.* II, 685.
— imbricatum *Kze.* II, 685.
— inaequale *Desv.* II, 685.
— interruptum *Kze.* II, 685.
— javanicum *Spr.* II, 685.
— lineare *Sw.* II, 685, 724.
— magellanicum *Willd.* II, 724.
— Malingii *Mett.* II, 685.
— microcarpum *Desv.* II, 685.
— minimum *Rich.* II, 685.
— multifidum *Sw.* II, 685.
— myriocarpum *Hk.* II, 685.
— nitens *Br.* II, 685.
— obtusum *Hk. et Grev.* II, 685.
— organense *Hk.* II, 685.
— pectinatum *Cav.* II, 685.
— pedicellatum *Kze.* II, 685.
— Plumieri *Hk. et Grev.* II, 685.
— polyanthos *Sw.* II, 685.
— rarum *R. Br.* II, 685.
— rufum *Fée* 685.
— scabrum *A. Rich.* II, 685, 688.
— secundum *Hk. et Grev.* II, 685.
— sericeum *Sw.* 685.
— Silviae *Christ** II, 724, 730.
— Simonsonianum *Hk.* II, 685.
— spinulosum *H. B. K.* II, 685.
— subtilissimum *R.* II, 685.
— triangulare *Bak.* II, 685.
— Tunbridgense *Sw.* 410. — II, 707, 711.
— Ulei II, 723.
Hymenophyllum undulatum *Sw.* 410. — II, 707.
— vacillans *Christ** II, 724, 730.
— valvatum *Hk. et Gr.* II, 685.
— Wilsonii *Hk.* II, 685.
— Zollingerianum *Kze.* II, 685.
Hymenophytum 284.
Hymenoscyphaluteovirescens *(Rob.) Phil.* 17.
— nigromaculata *Earle** 164.
Hymenostomum *R. Br.* 239, 246.
— malayense *Fl.** 253, 257.
— microstomum *R. Br.* 231.
— tortile 217.
Hymenula inaequalis *Penz. et Sacc.** 168.
— tjibodensis *Penz. et Sacc.** 168.
Hyocomium flagellare *(Dicks.) Br. eur.* 215, 217, 220.
Hyophila *Brid.* 240.
— angustifolia *Par. et Ren.** 235, 257.
— Bingeri *Broth. et Par.** 236.
— clavicostata *R. C.* 235.
— crenulata *C. Müll.* 236.
— Dozy-Molkenboeri *Fl.* 258.
— involuta *Hook.* 234.
— leioneura *Ren. et Par.** 236, 257.
— Micholitzii *Broth.* 253.
— — *f.* javense *Fl.* 253.
— — *var.* sterile *Fl.* 253.
— Sakalavensis *Par. et Ren.** 235, 257.
Hyoscyamus muticus 708.
— niger *L.* 472. — II, 27.
Hypecoum glaucescens 487.

Digitized by Google

Hypecoum grandiflorum 489.
— leptocarpum 491.
Hypericaceae II, 491.
Hypericophyllum 672.
Hypericum 514, 616.
— adpressum 514, 681.
— — *var.* spongiosum *Robins.** 681.
— ascyron 501.
— attenuatum 501.
— Bissellii *Robins.** 681. — II, 173.
— calycinum 427.
— elegantissimum *Crtz.* 388, 426, 434, 438, 681.
— ericoides *Arech.** II, 173.
— formosum 524.
— glandulosum *Ait.* II, 562.
— hirsutum *L.* 473.
— montanum 436, 471, 681.
— — *var.* scaberulum *G. Beck* 681.
— perforatum *L.* II, 499, 503, 539.
— pseudomaculatum *Mackenz. et Bush** II, 173.
— pulchrum 411, 413. — II, 553.
— quadrangulum P. 136.
— Schimperi 558.
— tetrapterum 475.
— thesiifolium 528.
— tomentosum *L.* II, 572.
— undulatum *Schousb.* II, 572.
Hypha bombycina *Pers.* 124.
Hyphaene ansata 556.
— aurantiaca 558.
— Bussei 556.
— rovumensis 556.
— ventricosa II, 824.
Hyphaster *P. Henn.* N. G. 80, 164.
— kutuensis *P. Henn.** 80, 164.
Hypholoma 18.
— aggregatum *Peck* 18, 22.
— — *var.* sericeum *Peck** 22.
— ambiguum *Peck* 18.
— appendiculatum *(Bull.) Sacc.* 18.
— Californicum *Earle** 18, 164.
— Candolleanum *(Fr.) Sacc.* 18.
— capnoides *(Fr.) Sacc.* 18.
— comaropis *(Mont.) Sacc.* 18.
— cutifractum *Peck* 18.
— elaeodes *(Fr.) Sacc.* 18.
— fasciculare *(Huds.) Sacc.* 18, 32, 45, 48.
— hirto-squamulosum *Peck* 18.
— hymenocephalum *Peck* 18.
— incertum *Peck* 18.
— lacrimabundum *(Fr.) Sacc.* 18.
— longipes *Peck* 18.
— madeodiscum *Peck* 18.
— modestum *Peck* 18.
— nitidipes *Peck* 18.
— olivaesporum *Ell. et Ev.* 18.
— papillatum *Pat.* 18.
— phlebophorum *(Pat.) Sacc. et Syd.** 164.
— phyllogenum *Peck* 18.
— rugocephalum *Atk.* 18.
— saccharinophilum *Peck* 18.
— squalidum *Peck* 18.
— sublateritium *(Schaeff.) Sacc.* 18.
Hyphomyceteae 15, 22. — II, 864, 419.
Hypnea II, 130.
Hypnum 212, 221, 238. — II, 513, 764. — P. 14.
— admistum *Sull.* 231, 232.
Hypnum aduncum *Hedw.* 225, 247. — II, 550.
— — *var.* Kneiffii *Schpr.* 247.
— — *var.* Kneiffii groenlandicum 225.
— — *var.* Hampei 247.
— africanum *Welw. et Duby* 243.
— alleghaniense *C. Müll.* 243.
— alopecuroides *Hook.* 244.
— alopecurum *L.* 483.
— alopecurum *Mont.* 243.
— arbusculans *C. Müll.* 243.
— aurantiacum *(Sanio) Klinggr.* 247.
— Bakeri *Ren.* 252.
— Bigelowii *Sull.* 243.
— bohemicum *Warnst.* 247.
— caldense *S. O. Lindb.* 244.
— (Stereodon) canariense *Mitt.* 241.
— capillifolium *Warnst.* 222.
— circinale *Hook.* 238.
— cordatum *Harv. et J. D. Hook.* 245.
— cordifolium *Hedw.* 213, 223.
— — *var.* lanato-caule *Bryhn** 213.
— cordifolium × Richardsoni *Bryhn** 213.
— Cossoni *Schpr.* 247.
— cupressiforme *L.* 212, 213, 231, 236, 237.
— — *var.* filiforme *Brid.* 237.
— — *var.* imbricatum *Boulay* 237.
— — *var.* ovatum *Ren. et Card.** 236.
— — *var.* resupinatum *Sch.* 231.
— — *var.* subjulaceum *Mol.* 237.

Digitized by Google

Hypnum cupressiforme *var.* uncinulatum *Br. eur.* 237.
— cuspidatum 219.
— deflexum *Wils.* 245.
— demissum *De Not.* 239.
— demissum *Wils.* 239.
— diluvianum *Schpr.* 226.
— diluvii *Schpr.* 225.
— decolorans *Welw. et Duby* 245.
— elodes *Spruce* 223.
— eugyrium 218.
— excavatum *Tayl.* 245.
— expansum *Tayl.* 244.
— fasciculatum *Sw.* 243.
— fertile *Sendtn.* 232.
— filicinum *L.* 219, 230.
— — *var.* angustifolium *Röll** 230.
— flagellare *C. Müll.* 244.
— floridum *Tayl.* 248.
— fluitans *L.* 211, 225, 232. — II, 549, 550.
— — *var.* atlanticum 241.
— — *var.* tenuissimum 225.
— gracile *Hook. et Wils.* 245.
— Halleri *L. fil.* 231.
— hamifolium *Schpr.* 247.
— H. Schulzei *Limpr.* 247.
— Hildebrandtii *C. Müll.* 244.
— Hochstetteri *Schpr.* 241.
— Hollósii *Schilbersky* II, 764.
— incurvatum *Schrad.* 227.
— Jamesii *(Sull.) Lesq. et Jas.* 238.
— Kneiffii *(Br. eur.) Schpr.* 247.
— lancifrons *Hpe.* 244.
— (Isothecium) lentum *(Mitt.)* 241.
— Lindbergii *(Lindb.) Mitt.* 228.
Hypnum luzonense *Hpe.* 244.
— maduense *Warnst.* 247.
— mahahaicum *C. Müll.* 242.
— Makayi 223.
— micans *Sw.* 228, 231.
— — *var.* badense 228.
— molle *Dicks.* 231.
— — *var.* Schimperianum *Sch.* 231.
— Mönkemeyeri *C. Müll.* 244.
— Molleri *C. Müll.* 244.
— molluscum *Hedw.* 218, 230.
— — *var* tenellum *Röll** 230.
— montanum *Wils.* 215.
— neckeraeforme *Hpe.* 248.
— neckeroides *Hook. et Wils.* 248.
— Novae-Walesiae *Hpe.* 244.
— ochraceum *Wils.* 215.
— — *var.* ovatum *Kaal.** 215.
— pallescens *(Hedw.) B. S.* 232.
— Patientiae *Lindb.* 232.
— pellucidum *Wils.* 247.
— plesiostramineum *Card. et Ther.** 252, 257.
— polare *Lindb.* 213.
— — *var.* falcatum *Bryhn** 218.
— polycarpon *Bland.* 247.
— polygamum *Schpr.* 219, 228.
— provectum *Stirt.** 222, 257.
— pseudofluitans 224.
— — *var.* brachycladum *Warnst.* 224.
— pseudo-ramulosum *C. Müll.* 248.
— pseudostramineum *C. Müll.** 247, 252.
— psilocaulon *Card.* 247.
Hypnum pterobryoides *C. Müll.* 248.
— pumilum 238.
— purpurascens *(Schpr.) Limpr.* 218, 224, 247.
— — *var.* orthophyllum *Bryhn** 213.
— purum 218, 251.
— reptile *Michx.* 238.
— resupinatum 217.
— revolvens 219.
— Richardsoni *(Mitt.)* 218, 222.
— — *var.* fluitans *Bryhn** 218.
— — *var.* lanatum *Bryhn** 213.
— rutabulum *L.* 488.
— sarmentosum *Whlbg.* 218, 225.
— — *var.* beringianum *Card. et Ther.** 213.
— Schleicheri 238.
— Schlosseri *Sendtn.* 245.
— Schmidii *C. Müll.* 243.
— Schreberi 219.
— Sendtneri *Schpr.* 220.
— Sommerfeltii *Myr.* 217, 223.
— sparsiflorum *Hpe.* 248.
— speciosum 238.
— stellatum *Schrb.* 217, 228, 227.
— — *var.* protensum 218.
— subcupressiforme *Hpe.* 241.
— subeugyrium 218.
— — *var.* occidentale *Card. et Ther.** 218.
— sulcatum 218.
— — *var.* stenodictyon *Card. et Ther.** 218.
— surrectum *Mitt.* 238.
— tenue *(Schpr.) v. Klinggr.* 247.
— Thielei *C. Müll.* 244.
— Toromellianum *Farneti* II, 764.
— Treleasi *Card. et Ther.** 257.

Digitized by Google

Hypnum trichophyllum *Warnst.* 247.
— tundrae *(Arn.) Jörg.* 247, 252.
— turgescens 222.
— umbratum *Ehrh.* 221.
— uncinatum 213, 232.
— — *var.* polare *Card. et Ther.** 213.
— uncinulatum *Jur.* 241.
— vagum *Hornsch.* 245.
— Valdiviae *C. Müll.* 243.
— Wilsoni *Schpr.* 219, 247.
Hypochnaceae 24.
Hypochnus eradians *(Fr.) Bres.* 8.
— rubiginosus *Bres.* 8.
— Solani II, 376.
Hypochoeris brasiliensis 538.
— glabra 425, 466, 625. — II, 572.
— maculata *L.* 419, 484.
— quitensis 531.
— radicata *L.* 515. — II, 572.
Hypocopra kansensis *Ell. et Ev.** 164.
Hypocrea 25. — II, 416.
— alutacea 39.
— citrina II, 416.
— Eichleriana *Bres.** 164.
— fungicola *Karst.* II, 416.
— hypoxyloides *P. Henn.** 25, 164.
— insignis *Berk. et Curt.* 24.
— Lloydii *Bres.** 39, 164.
— pulchella *Penz. et Sacc.** 164.
— (Phaeocrea) rufo-alutacea *P. Henn.** 25, 164.
— Solmsii II, 416.
— umbilicata *P. Henn.** 25, 164.
Hypocreaceae 7, 14, 15, 23, 26, 28, 30. — II, 865.
Hypocrella 25. — P. 175.
— rubiginosa *A. L. Smith** 164.
— Zimmermanniana *P. Henn.** 164.
Hypodermataceae 18.
Hypodermium *Lk.* 42
Hypodermopsis *Earle* N. G. 18, 164.
— Sequoiae *Earle** 18, 164.
Hypoestes Schmidtii *C. B. Cl.** 544. — II, 212.
Hypomyces 25.
— caulicola *P. Henn.** 25, 164.
— exiguus *Pat.** 24, 164.
— galericola *P. Henn.** 30, 164.
— sepulcralis *Pat.** 24, 164.
Hypopterygium 134.
— pennaeforme *Hornsch.* 244.
Hypoxis Goetzei 559.
Hypoxylon 25, 29. — II, 418.
— callostroma *(Schw.) Berk.* 33.
— coccineum 38.
— cohaerens *(Pers.) Fr.* 537.
— — *var.* brasiliensis *Starb.** 537.
— microsorum *Penz. et Sacc.** 164.
— perforatum *(Schw.) Sacc.* 33.
— subrutilum *Starb.** 537.
— tenue *Starb.** 537.
Hyptiodaphne *Urb.* N. G. II, 207.
— crassifolia *(Poir.) Urb.** II, 207.
Hyptis 614. — P. 204.
— fasciculata P. 190.
— glomerata 529.
— urticoides 529.
Hyssopus officinalis 398.
Hysterangium clathroides *Vitt.* 99.
Hysteriaceae 7, 14, 24, 26, 28.
Hysterium compressum *Ell. et Ev.** 164.
— rufescens *Schw.* 100.
Hysterographium hians *Ell. et Ev.* 20.
— mucicola *(Schw.)* 20.
Hysterostomella Alsophilae *Racib.* II, 368.

Iberidella Andersoni 492.
Iberis commutata *Sch. et K.* II, 450.
— Jordani *Boiss.* II, 450.
— jucunda II, 450.
— roseo-purpurea *Sagorski** II, 169.
— sempevirens *L.* 391. — II, 450.
Icacorea guianensis *Aubl.* II, 232.
Ichnocarpus Afzelii *Roem. et Schult.* II, 213.
Ichnosiphon gracilis 564.
— ovatus *Kcke.* II, 155.
— orbiculatus *Kcke.* II, 155.
Icica II, 70.
Idiophyllum II, 767.
— rotundiflorum *Lesq.* II, 767.
Ilex 613, 615. — II, 296, 784, 853.
— affinis 538.
— Aquifolium *L.* 346, 405, 424. — II, 341, 487, 470.
— caaguazuensis 538.
— capensis II, 298.
— decidua 518.
— — *var.* Curtisii 518.
— dumosa 538.
— myrtifolia 659. — II, 784, 789.
— opaca 659. — II, 790.
— paraguariensis 538.
— pubiflora 538.
— serrata *Sargent* 659.
— verticillata 659. — II, 790. — P. 102, 193.

Digitized by Google

Illecebrum verticillatum *L.* 414.
Illicium religiosum P. 186.
— verum II, 28.
Illipe latifolia II, 54.
Illosporium aureolum *Penz. et Sacc.** 164.
— conicolum *Ell. et Ev.** 22, 164.
— Mattirolianum *Sacc. et D. Sacc.* 9.
Impatiens 612, 616.
— Balfourii 660.
— Balsamina *L.* II, 652.
— cuspidata 660.
— flammea 560.
— glandulifera 467.
— grandiflora 660.
— maxima 558.
— Noli-tangere *L.* 398, 424, 625. — II, 508.
— parviflora II, 822, 469.
— refracta 660.
— Roylei *Walpers* 845, 481, 616.
— Thomsoni *Hook. f.* 497.
— Verdickii 660.
Imperata arundinacea P. 110, 192.
— — *var.* Koenigii P. 110, 192.
— cylindracea 553.
Imperatoria Ostruthium 408.
Implicaria *Heydrich* N. G. II, 180.
— reticulata *Heydr.** II, 180, 141.
Indigofera II, 47.
— caudata *Dunn** 686. — II, 177.
— Dalzellii *T. Cooke** II, 177.
— galegoides P. 44. — II, 865.
— hirsuta 553.
— juncea 611.
— scopa *Wild. et Dur.** II, 177.
— tinctoria II, 62, 874.
Influenzabacillus 277, 297.
Inocybe squamosa *Bres.** 10, 165.
Inoloma 20.
Inulopsis scaposa 538.
Inula 614, 618, 624. — II, 276.
— acervata *Spenc. Moore** II, 224.
— britannica 489.
— chinensis 501.
— Conyza 419, 489.
— cordata 486.
— crithmoides *L.* II, 572.
— ensifolia 489.
— germanica 489.
— glandulosa 489.
— Helenium 489, 467. — P. 115. — II, 895.
— hirta 417, 486.
— lingarifolia 501.
— Oculus-Christi 489.
— salicina *L.* 489, 501. — II, 534. — P. 115. — II, 895.
— subscaposa *Sp. Moore** II, 224.
— viscosa *Ait.* 482. — II, 539, 572.
Ionidium commune 538.
— floribundum *Hook.* 718.
— glaucum *Chod.** II, 210.
— graminifolium *Chod.** II, 210.
— Hasslerianum 538.
— paraguanense *Chod.** II, 210.
— parviflorum II, 20.
— rivale *Arechev.** II, 210.
Ionopsidium acaule 897.
Ipecacuanha II, 20, 88, 65.
Iphigenia Schlechteri *Engl.** II, 158.
Ipomoea 612. — II, 510, 824. — P. 171.
— acuminata 529.
— aquatica 499.
— Barrettii *Rendle** II, 228.
— Batatas II, 827.
Ipomoea eriosperma *Bertero* II, 228.
— eriosperma (*Desr.*) *Urb.** II, 228.
— fistulosa 529.
— flavo-purpurea *Urb.** II, 228.
— involucrata 558, 560.
— leuconeura *Urb.** II, 228.
— lukafuensis 675.
— nematoloba *Urb.** II, 228.
— Ommanneyi *Rendle** II, 228.
— paniculata 616. — P. 188.
— pes caprae 840.
— purpurea 489. — II, 628.
— repanda *Jacq.* II, 228.
— rubrocincta *Urb.** II, 228.
— setifera *Poir.* II, 228.
— tomentosa (*L.*) *Urb.* II, 228.
— trifida 529.
— trinitensis *Urb.** II, 228.
— turcyensis *Urb.** II, 228.
— Verdickii 675.
— verticillata *L.* II, 228.
— viridiflora *Urb.** II, 228.
— Walpersiana *Duchaiss.** II, 228.
Iridaceae 600, 604, 610, 615, 647. — II, 151, 290, 444.
Iresine tomentosa *Chod. et Wilcz.** II, 165.
Iriartea exorrhiza P. 175.
Iris 829, 614, 647. — II, 444, 465.
— anglica P. II, 374.
— arctica *Eastwood** II, 151.
— bocharica *Foster** II, 151.
— bucharica 647.
— Collettii 647.
— foetidissima 465.

Digitized by Google

Iris foliosa *Mackenzie et Bush** II, 151.
— fragans 502.
— Gatesii 647.
— germanica 425. — II, 499.
— Hookeri 647.
— lactea 502.
— laevigata 502.
— Leichtlini 647.
— missouriensis *Nutt.* II, 436.
— pallida 489. — P. II, 880.
— paradoxa 440.
— pelogonus *Goodding** II, 151.
— persica II, 784, 793.
— pseudacorus *L.* 612.
— reticulata II, 784, 792.
— ruthenica 456.
— setosa 502.
— sibirica 398, 502.
— sisyrinchium 489.
— spuria *L.* 465.
— tauri *Siehe** 490. — II, 151.
— Thoroldii 496.
— uniflora 502.
— Urumovii *Velen.** II, 151.
— versicolor 647.
— warleyensis *Fost.** 647. — II, 151.
— xyphium II, 444.
Irpex Tulipiferae *Schw.* 21.
Irvingia glaucescens *Engl.** II, 206.
Isaria albo-rosea *Penz. et Sacc.** 165.
— amoene-rosea *P. Henn.** 165.
— epiphylla *Pers.* II, 871.
— — *var.* acuta *F. Tassi* II, 371.
— gracilis *Vosseler** 75, 165.
— palmatifida *P. Henn.** 165.
— sulphurea *Fiedl.* 40.
Isaria surinamensis *Vosseler** 75, 165.
— thyrsoidea *Penz. et Sacc.** 165.
Isatis tinctoria *L.* 415, 418. II, 584.
Ischaemum angustifolium II, 864.
Ischnosiphon II, 155, 156.
— aruma 356.
— bambusaceus 356.
— gracilis 356.
— hirsutus 356.
— leucophaeus 356. — II, 155.
— longiflorus *K. Sch.** II, 155.
— Martianus 356.
— Morlaei *Egg.* II, 156.
— simplex *Hub.** II, 155.
— sphenophyllus *K. Sch.** II, 155.
— obliquus 356.
— ovatus 356.
— polyphyllus 356.
— rotundifolius 356.
— surinamensis 356.
Isnardia palustris 419.
Isocarpha divaricata 530.
Isoetaceae II, 704.
Isoëtes 611. — II, 464, 692, 701, 767.
— lacustris *L.* 682. — II, 692, 708, 713.
Isoglossa lactea 560.
Isokontae II, 113.
Isoloma campanulata 658.
— Heinsenii 658.
— hexaloba 658.
— Zenkeri 658.
Isopterygium 234.
— aptychopsis (*C. Müll.*) *Broth.* 236.
— Mariae *Ren. et Par.** 235, 257.
Isopyrum II, 199, 200.
— adoxoides *DC.* II, 200.
Isosoma II, 568, 572.
— Agropyri *Schlecht.* II, 568.
Isosoma depressum *Fitch.* II, 519.
— hyalipenne II, 668.
Isostigma acaule 538.
— Riedelii (*Schultz bip.*) *Chod.** II, 224.
— speciosum *Less.* 538. — II, 224.
Isotachis Stephanii 238.
— tenax *Steph.** 260.
Isothecium Bornmülleri *Schffn.* 287.
— cymbifolium *Lindb.* 245.
— intermedium *Thiele* 244.
— pandum *Hook. et Wils.* 243.
— pumilum *Hook. et Wils.* 243.
Isotria affinis 512.
Isuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— humilis (*St. Hil.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— spectabilis (*Mart.*) *v. T.* II, 187.
Itajahya 122.
Ithyphallus aurantiacus 27.
Iva xanthifolia P. 153.
Ixeris scaposa 501.
Ixora collina *Beauvis.* II, 238.
— dolichophylla *K. Sch.** 544. — II, 238.

Jaborosa desiderata *Speg.** II, 240.
Jabotapita *Marcgr.* II, 192.
Jacaranda chapadensis *Barb. Rodr.** II, 219.
Jacaratia dodecaphylla 539.
Jacobinia colorata 530.
Jackya *Bubàk* N. G. 108, 165.
— Cirsii-eriophori (*Jacky*) *Bub.** 165.
— Cirsii-lanceolati (*Schroet.*) *Bub.** 165.
Jacquemontia havanensis *Urb.* II, 228.

Digitized by Google

Jacquemontia pentantha 529. — P. 134.
— polyantha 529.
— serpyllifolia (*H. B. K.*) *Urb.* II, 228.
— verticillata (*L.*) *Urb.* II, 228.
Jacquinia aciculata *Mez** II, 241.
— aculeata (*Linn.*) *Mez** II, 241.
— keyensis *Mez** II, 241.
— ruscifolia *Jacq.* 691. — II, 814.
Jaegeria hirta 588.
Jambosa vulgaris II, 888. — P. 187, 190.
Janetiella maculata *Tavares** II, 569.
— thymicola *Kieff.* II, 582.
— tuberculi *Rübs.* II, 582.
Jasminum abyssinicum 560. — P. 187.
— fruticans P. 160.
— gardeniodorum *Gilg** II, 236.
— grandiflorum *L.* II, 784, 792, 888.
— humile 534.
— Maingayi 695.
— microphyllum P. 29, 184.
— officinale *L.* 684.
— quinqueflorum 534.
— Sambac 529.
— Steudneri *Schwfth.** II, 286.
Jasione montana *L.* 446, 508, 513. — II, 471, 553.
Jasonia glutinosa P. 204.
Jateorrhiza Colombo II, 17.
Jatropha 616, 618.
— angustidens *Müll.* II, 28.
— Curcas *L.* 558. — II, 49.
Jaumea angolensis 558.
— compositarum 559.
Jeffersonia 668.
Joannesia princeps *Vell.* II, 49.
Jochroma lanceolata 580.
Johrenia nudiuscula 457.
Juanulloa aurantiaca *Otto et Dietr.* II, 288.
Jubula Hutchinsiae *(Hook.) Dum.* 287.
— — *var.* Warburgii *Schiffn.* 287.
Juglandaceae 610, 618, 687, 688. — II, 807.
Juglans 618. — II, 807, 547. — P. 183. — II, 870, 872.
— acuminata *A. Br.* II, 758.
— cordiformis II, 807.
— laurifolia *Kn.* II, 758.
— Leconteana *Lesq.* II, 758.
— mexicana *Sargent* 683.
— nigra *L* II, 807. — P. 149, 150, 158, 208.
— occidentalis *Newb.* II, 758.
— regia *L.* 864. — II, 807, 559, 572. — P. 10, 79. — II, 409.
Juncaceae 349, 891, 614, 615, 616, 617, 647. — II, 151.
Juncaginaceae 609, 647.
Juncoides bulbosum *(Wood) Sm.** II, 151.
— campestre 459.
— echinatum *Small** II, 151.
— parviflorum 459.
Juncus 892, 563, 611, 612, 613, 626. — II, 489.
— atratus 401.
— balticus 399. — P. 147.
— biglumis 626.
— brachycarpus 513, 515.
— canaliculatus *Eng.* II, 151.
— campestris *L.* II, 151.
— castaneus 459, 626.
— effusus II, 298.
Juncus effusus × Leersii 402.
— filiformis 398, 401, 419, 511.
— Gerardi 895.
— Haenkei 459.
— Holoschoenus *R. Br.* 568, 646.
— lamprocarpus *Ehrh.* 422. — II, 572.
— Leersii 897, 898, 899.
— macrophyllus *Cov.** II, 151.
— obtusiflorus *Ehrh.* 417, 646.
— — *var.* Schillingeri *Fischer* 417, 646.
— pelocarpus 461.
— prismatocarpus *R. Br.* 563, 646.
— saximontanus *Aven Nels* * II, 151.
— silvaticus 401.
— squarrosus 408, 409, 412, 475.
— subtilis 461.
— tenuis 399, 400, 416.
— Thomsoni 496
— Torreyi 518.
— trifidus 625.
— triglumis 626.
— xiphioides montanus *Eng.* II, 151.
Jundzillina tubulina *Racib.* 92.
Jungermannia acuta 218.
— acutiloba *Kaal.** 214, 260.
— alpestris *Schleich.* 218, 249.
— anacampta *Tayl.* 249.
— arenaria *Nees* 249.
— atlantica *Kaal.* 222.
— attenuata *Lindb.* 249.
— barbata 218.
— bicrenata 218.
— calypogea *Raddi* 252.
— capitata *Hook.* 249.
— colpodes *Tayl.* 249.
— compacta *Lindb.* 249.

Digitized by Google

Jungermannia confervifolia *Gott.* 248.
— curvula *Nees* 249.
— densa *Nees* 249.
— diacantha *Mont.* 248.
— Doniana *Hook.* 214.
— Dussiana *Steph.** 260.
— excisa *Dicks.* 249.
— exsecta *Schm.* 218, 248.
— exsectaeformis *Breidl.* 248.
— fertilis *Lindb.* 249.
— grandiretis *Lindb.* 249.
— Helleriana *Nees* 249.
— heterocolpos *Thed.* 222.
— hyalina 218.
— intermedia *Limpr.* 249.
— Kunzeana *Hüben.* 249.
— longidens *Lindb.* 249.
— longiflora *Nees* 249.
— Lyoni 218.
— marchica *Nees* 219.
— Michauxii *Web.* 249.
— minuta *Crantz.* 249.
— Naumanni *Nees* 249.
— nematodes *Gott.* 248, 263.
— obtusa *Lindb.* 218.
— orcadensis *Hook.* 248, 249.
— Pearsoni *Spr.* 214.
— Pigafettoana *Mass.* 249.
— plicata *Hartm.* 249.
— porphyroleuca *Nees* 249.
— pumila 219.
— rigida *Lindb.* 249.
— saccatula *Lindb.* 249.
— sicca *Nees* 249.
— socia *Nees* 249.
— subdichotoma *Lindb.* 214, 249.
— tumidula *Nees* 249.
— ventricosa 218.
— verrucosa *Steph.* 249.
— verruculosa *Lindb.* 249.
— viridissima *Nees* 249.
Jungermanniaceae 226.
Jungia floribunda 538.
Juniperus 396, 447. — II, 297, 559, 744. — P. II, 396.
— chinensis *L.* 500. — P. 166.
— communis *L.* 486. — II, 541, 737, 742. — P. II, 398, 422.
— excelsa *M. B.* 490. — II, 559.
— foetidissima *Willd.* II, 559.
— nana *L.* 424, 456. — II, 572.
— Oxycedrus P. 30, 160. — II, 870.
— phoenicea *L.* 489, 560. — II, 52, 349.
— Sabina *L.* II, 20, 21, 52.
— thurifera II, 52.
— — *var.* gallica II, 52.
— virginiana *L.* 516. — P. 17, 178. — II, 877, 398, 406.
Jurinea alata 440.
— anatolica *Boiss.* II, 559.
— — *var.* consanguinea *Boiss.* II, 559.
— — *var.* integrifolia *Boiss.* II, 559.
— arachnoidea 436.
— cyanoides 410. — P. 190.
— mollis 439, 440.
— polyclonos 440.
— ramosissima *Jaub. et Sp.* II, 559.
— stoechadium 439.
Jussieua octovalvis 584.
Justicia II, 212.
— asymmetrica *Lind.** II, 212.
— Goetzei 561.
— Kaessneri *Spenc. Moore** II, 212.
— linarioides *Spenc. Moore** II, 212.
— metallica *Lind.** II, 212.
Justicia Pittieri *Lind.** II, 212.
— potamophila *Lind.** II, 212.
— praetervisa *Lind.** II, 212.
— schoensis *Lind.** II, 212.
— Tonduzzi *Lind.** II, 212.
— vixspicata *Lind.** II, 212.

Kaempferia aethiopica 553, 559.
— Evae *Briq.** II, 164.
— Galanga *L.* II, 54, 883.
— pallida *Wild.** II, 164.
— pleiantha 553.
— rosea 557.
Kageneckia crataegifolia 566.
— crataegoides 566.
Kalaharia spinescens 558.
Kalanchoe coccinea 675.
— diversa *N. E. Br.** 675. — II, 168.
— flammea × Bentii 675.
— Kewensis 675.
— Kirkii *N. E. Br.** 675. — II, 168.
— paniculata *Harv.* II, 825.
— Rohlfsii *Engl.** II, 168.
— somaliensis *J. D. Hook.** 554, 675. — II, 168.
Kalidium gracile 496.
Kallymenia II, 111.
Kalmia angustifolia 392.
— latifolia 517.
Kalmusia argentinensis *Speg.** 165.
Kanahia consimilis *N. E. Br.** II, 217.
— glaberrima (*Oliv.*) *N. E. Br.** II, 217.
Kandelia Rheedii II, 296.
Kantia *Gray* 248, 252.
— calypogea *(Raddi) S. O. Lindb.* 230, 237.

Digitized by Google

Kantia sphagnicola *Arn. et Persson** 248, 260.
— submersa *Arn.** 248, 260.
— suecica *Arn. et Perss.** 222, 248, 260.
— Sullivantii (*Aust.*) *Underw.* 221.
— Trichomanes 218.
Kantius *Gray* 252.
Karschia globuligera *Penz. et Sacc.** 165.
— patinelloides (*S. et R.*) *Sacc.* 88.
— — *var.* Mossolovii *P. Henn.** 38.
— tjibodensis *Penz. et Sacc.** 165.
Kaulfussia II, 689, 691.
Kellermannia Pruni *Mc Alp.** 81, 165.
Kelloggia galioides 524.
Kentia II, 875.
Kentrophyllum creticum P. 190.
— lanatum *DC.* II, 479.
— syriacum P. 190.
Kernera saxatilis *Rchb.* II, 451.
Ketederia Fabri *Mast.** II, 144.
Khaya euryphylla *Harms** II, 182.
— senegalensis II, 828.
Kiggelaria africana 680.
Kickxia II, 887, 888.
— africana (*Lam.*) *Benth.* II, 883.
— congolana *Wild.* II, 215.
— elastica *Preuss* II, 888.
— latifolia *Stpf.* II, 215.
— (?) lentiscoides *Engl.** II, 206.
— Scheffleri *K. Sch.* II, 215.
— Zenkeri *K. Sch.** II, 215.
Kirkia acuminata 558.
— (?) tenuifolia *Engl.** II, 206.
Klaineodoxa gabonensis 548.
— — *var.* oblongifolia 548.
Kleinia neriifolia P. 9, 180.
— pendula *DC.* 554.
Kleioweisia *Bayrh.* 289.
Klugia Notoniana 604.
— zeylanica 604.
Kmetia *Bres. et Sacc.* N. G. 42, 165.
— exigua *Bres. et Sacc.** 165.
Knautia 349, 421, 477, 677. — II, 816, 821, 488.
— albanica *Briq.** II, 228.
— ambigua 348.
— arvensis *Coult.* 489, 599. — II, 816, 821, 822, 482, 499, 584, 784, 796.
— brachytricha *Briq.** II, 228.
— drymeia II, 816.
— leucophaea *Briq.** II, 228.
— pannonica II, 821.
— Petrovicii *Briq.** II, 228.
— silvatica 401, 408.
— transalpina *Briq.** II, 228.
— Wagneri *Briq.** II, 228.
Kniphofia dubia *Wild.** 647. — II, 158.
— Ellenbeckiana *Engl.** II, 158.
— flavo-virens 560.
— ichopensis 551.
— mpalensis *Engl.** II, 158.
— multiflora *W. et E.* 561, 647.
— Neumannii *Engl.** II, 158.
— paludosa 560.
— Schlechteri *Baker* 551.
Kobresia Sargentiana 496.
— schoenoides 496.
Kochia prostrata *Schrad.* 480. — II, 559.
— saxicola *Guss.* 488.
— scoparia 401, 418.
Koehneola *Urb.** N. G. II, 224.
— repens *Urb.** II, 224.
Koeleria 349. — P. II, 397.
— brachystachys 518.
— carniolica 429.
— cristata *Pers.* 419, 429. — II, 549, 586. — P. II. 402.
— gracilis 429.
— nitidula 483.
— phleoides 427.
— setacea P. 112.
— vallesiaca (*All.*) *Asch. et Gr.* 415. — II, 149.
Koelpinia linearis 440.
Koelreuteria panniculata 397, 481.
Koenigia islandica II, 440.
Kohleria elongata 530.
— spicata 530.
Kolobochilus *Lind.* N. G. II, 212.
— blepharorrhachis *Lind.** II, 212.
— leiorrhachis *Lind.** II, 212.
Kordyana Tradescantiae (*Pat.*) *Racib.* II, 368.
Korthalsia debilis II, 444.
— ferox 444.
— laciniata II, 444.
— wallichiaefolia II, 444.
Kosteletzkya velutina *Grcke.* II, 181.
Kraunhia floribunda P. 110, 179.
Kretzschmaria 25.
— divergens *Starb.** 537.
Krigia amplexicaulis P. 190.
Krugiodendron *Urb.* N. G. II, 201.
— ferreum (*Vahl*) *Urb.** II, 201.

Digitized by Google

Kundmannia sicula P. 190.
Kusanoa *P. Henn.* 101.
— japonica *P. Henn.* 101.
Kyllingia platyphylla 560.
— pungens 534.

Labiatae 389, 485, 488, 540, 609, 612, 614, 615, 616, 688. — II, 22, 280. — P. 121.
Labisia pumila 352.
Laboulbenia acanthophora *Thaxt.** 165.
— argentinensis *Speg.** 165.
— Bledii *Thaxt.** 165.
— Borneensis *Thaxt.** 165.
— cauliculata *Thaxt.** 165.
— Columbiana *Thaxt.** 165.
— concinna *Thaxt.** 165.
— corniculata *Thaxt.** 165.
— Craspidophori *Thaxt.** 165.
— curvata *Thaxt.** 165.
— dentifera *Thaxt.** 165.
— Disenochi *Thaxt** 165.
— Dryphae *Thaxt.** 165.
— dubia *Thaxt.** 165.
— Euchilae *Thaxt.** 165.
— Eudaliae *Thaxt.** 165.
— exigua *Thaxt.** 165.
— flaccida *Thaxt.** 165.
— Formicarum *Thaxt.** 165.
— fusiformis *Thaxt.** 165.
— Hawaiiensis *Thaxt.** 165.
— Helluodis *Thaxt.** 166.
— Helluomorphae *Thaxt.** 166.
— humilis *Thaxt.** 166.
— incerta *Thaxt.** 166.
— insignis *Thaxt.** 166.
— Japonica *Thaxt.** 166.
— Latonae *Thaxt.** 166.
— media *Thaxt.** 166.
— Megalonychi *Thaxt.** 166.
— notata *Thaxt** 166.
Laboulbenia obliquata *Thaxt.** 166.
— Oedichiri *Thaxt.** 166.
— pallida *Thaxt.** 166.
— perplexa *Thaxt.** 166.
— Planetis *Thaxt.** 166.
— Platyprosopi *Thaxt.** 166.
— producta *Thaxt.** 166.
— sphyriopsis *Thaxt.** 166.
— Stomonaxi *Thaxt.** 166.
— Tachyis *Thaxt.** 166.
Laboulbeniaceae 108.
Labramia Bojeri 547. — II, 826.
Labridium *Vestergr.* 41.
— hians *Vestergr.* 41.
Laburnum Adami *Poir.* 686.
— caramanicum 685.
Labyrinthuleae 95.
Laccaria laccata 45.
Laccosperma II, 162.
Lachnanthes 646.
— tinctoria *Elliot* 646. — II, 30, 878.
Lachnea 25.
— ascoboloides *P. Henn.** 25, 166.
— blumenaviensis *P. Henn.** 25, 166.
— contorta *Mass. et Grossl.* 12.
— Lojkaeana *Rehm* 12.
— longiseta *Penz. et Sacc.** 166.
Lachnellula Ikenoi *P. Henn.** 166.
Lachnocladium Atkinsonii *Bres.** 166.
— brasiliense *(Lév.)* 24.
Lachnostachys verbascifolia *Hook.* 718.
Lachnum Engelmanni *Tr. et Earle* 22.
— inquilinum *(Karst.) Schroet.* 17.
— viridulum *Massee** 166.
Lacrimaria phlebophora *Pat.* 164.
Lactarieae 28.
Lactarius 19, 22, 28, 99, 123.
— acer *(Bolt.) Fr.* 19.
— affinis *Peck* 19.
— albidus *Peck* 19.
— alpinus *Peck* 19.
— aquifluus *Peck* 19.
— atroviridis *Peck* 19.
— blennius *Fr.* 19.
— camphoratus *(Bull.) Fr.* 19, 128.
— Chelidonium *Peck* 19.
— chloroides 11.
— chrysorrheus *Fr.* 19.
— cilicioides *Fr.* 19.
— cimicarius 128.
— cinereus *Peck* 19.
— controversus *(Pers.) Fr.* 19.
— corrugis *Peck* 19.
— deceptivus *Peck* 19.
— deliciosus *(L.) Fr.* 19.
— distans *Peck* 19.
— flexuosus *Fr.* 19.
— foetidus *Peck** 166.
— fuliginosus *Fr.* 19.
— fumosus *Peck* 19.
— Gerardii *Peck* 19.
— glycyosmus *Fr.* 19.
— griseus *Peck* 19.
— hygrophoroides *B. et C.* 19.
— hysginus *Fr.* 19.
— illachrymans *B. et R.* 19.
— Indigo *(Schw.) Fr.* 19.
— insulsus *Fr.* 19.
— involutus *Sopp.* 19.
— lignyotus *Fr.* 10.
— Listeri *Krombh.* 11.
— luteolus *Peck* 19.
— maculatus *Peck* 19.
— mitissimus *Fr.* 19.
— mutabilis *Peck* 19.
— pallidus *(Pers.) Fr.* 19.
— paludinella *Peck* 19.
— parvus *Peck* 19.
— pergamenus *(Sw.) Fr.* 19.
— piperatus *(Scop.) Fr.* 19.

Digitized by Google

Lactarius platyphyllus *Peck* 19.
— plumbius *(Bull.) Fr.* 19.
— pyrogalus *(Bull.) Fr.* 19.
— quietus *Fr.* 19, 128.
— regalis *Peck* 19.
— resimus *Fr.* 19.
— rufus *Fr.* 19.
— saccharinus *Johns.* 19.
— salomoneus *Peck* 19.
— scrobiculatus *(Scop.) Fr.* 19.
— serifluus *(DC.) Fr.* 19, 123.
— sordidus *Peck* 19.
— subdulcis *(Bull.) Fr.* 19.
— subinsulsus *Peck* 19.
— subpurpureus *Peck* 19.
— subtomentosus *B. et R.* 19.
— subvellereus *Peck* 19.
— thejogalus *(Bull.) Fr.* 19.
— torminosus *(Schaeff.) Fr.* 19.
— trivialis *Fr.* 19.
— turpis *Fr.* 19.
— umbrinus *(Pers.) Fr.* 19.
— uvidus *Fr.* 19.
— varius *Peck* 19.
— vellereus *Fr.* 19.
— villosus *Clem.* 19.
— volemus *Fr.* 19, 57.
— zonarius *(Bull.) Fr.* 19.
Lactuca 612. — P. II, 399.
— amurensis 501.
— Deasyi 494.
— denticulata 499.
— Lessertiana 494.
— Morisii 511.
— muralis 489, 440. — P. 108, 114. — II, 400.
— perennis 415.
— pulchella 347.
— quercicola 406, 407.
— Raddeana P. 148.
— sagittata 440.
— sativa *L.* 401, 425. — II, 827. — P. II, 369.
Lactuca scariola *L.* 847, 417, 439, 440. — II, 584. — P. 108.
— scarioloides P. 191.
— stricta 440.
— tuberosa 439.
— Verdickii 671.
— viminea *Lk.* 406, 489. — II, 572.
— virosa 468.
Laelia II, 489.
— anceps 652.
— cinnabarina × Cattleya Aclandiae 651.
— Digbyana × Cattleya Schroederi II, 784, 785.
— purpurata II, 550.
Laelio-Cattleya Adolphus 651.
— — *var.* superba 651.
Laestadia Ari *Ell. et Ev.** 166.
— Bidwellii 83.
— Camelliae *Berl. et Vogl.* 44, II, 363.
— Eucalypti *Roll.* 166.
— Prenanthis *Ell. et Ev.** 166.
— Rollandi *Saec. et Syd.** 9, 166.
— Theae *Racib.* 44. — II, 863.
— Veneta *Sacc. et Speg.* 180. — II, 418.
Laevia ramosissima *Wight* II, 198.
Lafoensia pacari 538.
Lagascea mollis 538.
Lagenaria 616.
— vulgaris P. 185.
Lagenidium II, 89.
— enecans *Zopf* 96.
— Oedogonii *Scherff.** 96, 166.
Lagenostoma II, 755, 768.
Lagerstroemia P. II, 864.
— indica P. 176, 202.
— parviflora *Roxb.* II, 41.
Laggera flava 543.
Lagia gaillardioides *Hook. et Arn.* 671.
Lagochilus *Bge.* 684.
Lagoseris orientalis 439, 440.
— purpurea 439.
Lagotis brachystachya 495.
— decumbens 495.
— glauca 459, 495.
Laguncularia II, 296.
— racemosa 340, 529.
Lamarckia aurea P. 112.
Laminaria II, 105, 106, 110.
— faeroensis *Börgesen** II, 141.
Laminariaceae II, 106, 110, 128.
Lamium 345, 462, 612, 613, 614, 618, 684. — II, 300, 312, 506, 642, 643.
— album *L.* 462, 511. — II, 499.
— amplexicaule 418, 462, 467. — II, 82.
— bifidum 462.
— Galeobdolon 462.
— glaberrimum *Taliew** 684 — II, 231.
— hybridum *Vill.* 416. — II, 82.
— incisum 462.
— intermedium 462.
— maculatum 462.
— Orvala *L.* 428.
— purpureum *L.* 459, 462. — II, 300, 483.
— rhomboideum 495.
— Wettsteinii *Rechgr.* 428.
Lamourouxia virgata 530.
Lamprodermaphysaroides *Rost.* 92.
— Staszcii *Racib.* 92.
Lamprothamnus alopecuroides II, 112.
Lampsana 612.
— communis 625. — P. 8, 180.
— grandiflora 413, 440.

Digitized by Google

Landolphia 549. — II, 216, 886, 890, 892.
— bracteata *Dewr.* II, 213.
— Buchananii *(Hall.) Stpf.** II, 215.
— Cameronis *Stpf.** II, 215.
— dondensis *Busse** 549, 555, 556. — II, 215, 851.
— Dewevrei *Stpf.** II, 215.
— ferruginea *Stpf.** II, 215.
— florida 557.
— Gentilii *de Wild.** 551. — II, 215.
— Heudelotii II, 887, 888, 890.
— humilis *K. Sch.** II, 215.
— kilimandjarica *Stpf.** II, 215.
— Kirkii 557. — II, 891.
— Laurentii *De Wild.* II, 890.
— leonensis *Stpf.** II, 215.
— lucida 557.
— madagascariensis II, 826.
— owariensis *P. B.* 549, 551. — II, 215, 890.
— pachyphylla *Stpf.* II, 215.
— parvifolia *K. Sch.* 549, 557 — II, 891.
— Pierrei II, 890.
— pyriformis *(Pierre) Stpf.** II, 215.
— robusta *(Pierre) Stpf.** II, 215.
— scandens 549, 557.
— — *var.* genuina 549.
— — *var.* rotundifolia 549, 557.
— — *var.* Tubeufii 549.
— Stolzii *Busse** II, 215.
— Tayloris *Stpf.** II, 215.
— tenuis II, 891.
Langloisula macrospora *A. L. Sm.** 12, 43, 166.
— rubigo-spora *Mc Alp.** 31, 166.
Lannea acida II, 828.
Lanopila bicolor *Pat.* 127.
— fusca *Lév.* 127.
Lanosa nivalis *Fr.* 12.
Lantana II, 488.
— aculeata *L.* 534. — II, 888.
— brasiliensis 539.
— Camara 529, 539. — II, 888.
— canescens 529.
— hirsuta 529.
— lilacina 539.
— rugulosa 529.
— Sellowiana 539
— trifolia 539.
Lantanopsis Hoffmannii *Urb.** II, 224.
Lanzia 25.
— blumenaviensis *P. Henn.** 25, 166.
— flavo-aurantia *P. Henn.** 25, 166.
— reticulata *Penz. et Sacc.** 166.
Lapeyrousia setifolia 560.
Laportea 612, 618. — II, 48.
— gigas 713.
— sessiliflora *Warb.* II, 438, 439.
Lappa 618. — P. 114.
— major 439. — P. II, 403.
— minor 440. — P. II, 400.
— nemorosa 400, 405, 406.
— tomentosa 439
Lappula 349, 523, 665.
— anoplocarpa *Greene** II, 219.
— californica *(Gray) Piper** II, 219.
— ciliata 523.
— cinerea *Piper** II, 219.
— coerulescens 523.
— columbiana *Aven Nelson** II, 220.
— Cottonii *Piper** II, 219.
— cucullata *A. Nels.** II, 220.
— Cusickii *Piper** II, 219.
Lappula diffusa 528.
— floribunda 523.
— gracilenta *Eastwood** II, 220.
— Hendersonii *Piper** II, 219.
— hispida 523.
— nervosa 523.
— saxatilis *Piper** II, 219.
— scaberrima *Piper** II, 219.
— setosa *Piper** II, 219.
— trachyphylla *Piper** II, 219.
— ursina 523.
— velutina *Piper** II, 219.
Lardizabalaceae 633, 635, 684.
Larix 386, 394, 456, 627. — II, 263, 297, 298, 491, 544, 660, 787, 741, 756. — P. 83, 86, 115, 394.
— chinensis *Beissn.* 500.
— decidua II, 737. — P. 115. — II, 395.
— europaea *L.* 387.
— occidentalis P. 115. — II, 395.
— sibirica 442, 456. — II, 304. — P. 115. — II, 395.
Larrea cuneifolia 566.
— divaricata 528, 566.
— nitida 566.
Laschia 29.
— alba *B. et C.* 10.
— changensis *Rostr.** 29, 166.
Laserpitium Archangelica P. 116, 191.
— Besseanum *Schmidely** II, 208.
— hispidum 439.
— latifolium 415.
— pruthenicum 400, 407.
— thapsiaeforme *Brot.* II, 572.
LasiagrostisCalamagrostis *Lk.* 412, 419, 431.

Digitized by Google

Lasianthus caloneurus *K. Sch.** 544. — II, 288.
— oligoneurus *K. Sch.** 544, — II, 288.
— Schmidtii *K. Sch.** 544. — II, 288.
Lasionectria II, 415.
— gigantea *Speg.** 167.
Lasioptera carbonitens *Cock.** II, 522.
— carophila *F. Löw* II, 570.
— ephedricola *Cock.** II, 522.
— populnea *Wachtl* II, 568.
— thapsiae *Kieff.* II, 572.
Lasmenia Machaerii *P. Henn.** 27, 167.
Lastraea Boryana II, 698.
— Fischeri *Heer* II, 758.
— Thelypteris II, 720.
Latania borbonica II, 848.
Lathodes pinnatum *O. Ktze.* II, 485.
Lathraea 615, 617.
— squamaria 848, 474.
Lathyrus 612, 617. — II, 648. — P. II, 398.
— Aphaca II, 628.
— Cicera *L.* II, 565, 572.
— cryophilus *Chod.** II, 177.
— humilis 456, 501.
— latifolius 427. — II, 784, 795.
— luteus II, 489.
— macropus 566.
— montanus 441.
— niger 406, 481.
— paluster 898, 418, 479, 501.
— — *var.* angusticarpus 479.
— pratensis *L.* II, 499.
— pubescens 685.
— sativus II, 470.
— silvestris 418.
— sphaericus 472.
— tuberosus *L.* 418, 473.
Lathyrus vernus 418, 424.
— violaceus 524.
Lauderia II, 598, 606.
— delicatula II, 598.
Lauraceae 616, 684. — II, 47, 178. — P. 188, 189, 175, 187, 198.
Laurentia Micheli 479.
— — *var.* confusa 479.
Laurophyllum insigne *Dn.* II, 758.
Laurus 616. — II, 28, 465, 761.
— canariensis *W. B.* II, 562.
— nobilis *L.* II, 572, 782. — P. 30. 181. — II. 370, 371.
Lavandula 618. — II, 784.
— spica 475.
— Stoechas 489.
Lavatera acerifolia 689.
— arborea *L.* 485. — II, 857.
— cretica 488.
— punctata 891.
— thuringiaca 405.
Lavauxia Howardia *(Jones) Av. Nels.** II, 198.
Lavidia caespitosa *Phil.* II, 221.
Leandra melanodesma 529.
Lebeckia retamoides *Bak.** 687. — II, 177.
Lecanidion argyrioides *(Rehm) Sacc. et Syd.** 167.
— Hamamelidis *(Peck) Sacc.* 17.
— myrticolum *(Rehm) Sacc. et Syd.** 167.
— neo-guineenae *P. Henn.** 167.
— subatratum *(Rehm) Sacc. et Syd.** 167.
Lecanium II, 878. — P. 137.
— coffeae II, 851.
— nigrum II, 851.
Lecanopteris II, 509.
Lechea Leggettii 518.
— major 512.
Lecidea atrocupra *Wain.** 449.
Lecythidaceae II. 47, 51, 178.
Lecythis angustifolia *Endl.* II, 52.
— amazonum *Mart.* II, 52.
— coriacea *DC.* II, 52.
— grandifolia *Bg.* II, 52.
— lanceolata *Poir.* II, 52.
— Luschnathii II, 52.
— odora *Pöpp.* II, 52.
— Pohlii *Bg.* II, 52.
— urnigera *Mart.* II, 52.
Lecythopsis glabra *Camb.* II, 52.
— rufescens *Camb.* II, 52.
Ledum 407, 442, 618.
— decumbens 501.
— palustre 456, 459. — P. 115. — II, 396.
Leea II, 497.
Leersia alpina *(Sm.) Lindb.* 458.
— laciniata Hedw. 458.
Leguminocarpum hamosum *Mass.* II, 769.
Leguminosae 390, 485, 502, 511, 532, 540, 542, 548, 550, 609, 610, 612, 613, 614, 615, 616, 686, 684. — II, 47, 178, 278.
Leianthus axillaris *Hemsl.* II, 229.
— brevidentatus *Hemsl.* II, 229.
— Skinneri *Hemsl.* II, 229.
Lejeunea 282.
— americana *(Lindb.)* 282.
— calcarea 280.
— cavifolia *(Ehrh.) Lindb.* 282.
— *(Eulej.)* flava *(Sw.) Spr.* 287.
— lamacerina *Steph.* 287.
— ovata *(Hook.) Tayl.* 214, 218.

Digitized by Google

Lejeunea patens *Lindb.* 214, 232.
— Rossettiana *Massal.* 221.
— serpyllifolia 230.
Lemalis *Fr.* 42.
Lemanea torulosa II, 97.
Lembophyllum clandestinum *(Hook. et Wils.) Lindb.* 245.
Lembosia javanica *(Pat.) Racib.* II, 368.
Lemna 626.
— arrhiza 473.
— minor 489.
— paucicostata 543.
Lemnaceae 543, 544, 688.
Lenormandia spectabilis II, 133.
Lens esculentum 363.
Lentibulariaceae 389, 549, 609, 610, 612, 617, 688.
Lentinus 22, 29.
— Americanus *Peck** 167.
— badius *Bres.* 167.
— Cordubensis *Speg.** 167.
— lamelliporus *Har. et Pat.** 27, 167.
— suavissimus *Fr.* 8.
— tridentinus *Sacc. et Syd.** 167.
Lentomita herpotricha *Sacc.** 167.
Lenzites 29, 91.
— abietiana *(Bull.) Fr.* II, 372.
— betulina 22.
— — *var.* radiata *Peck** 22.
— Palisoti *Fr.* 24.
— repanda *(Mont.) Fr.* 24.
— striata *Sw.* 24.
Leocarpus vernicosus *Lk.* 10.
Leonotis Goetzei 560.
— nepetaefolia *R. Br.* II, 16. — P. 29, 191.
Leontice 668.
— altaica *Pall.* 668.
— chrysogonum *L.* 663.
Leontice Leontopetalum 429, 668.
— thalictroides 663.
Leontodon 506, 514, 612, 672. — II, 481.
— asperrimus 440.
— autumnalis *L.* 348, 425. — II, 471, 472, 534. — P. 93.
— hastilis 440, 514. — II, 613.
— hispidus P. 93.
— pyrenaicum 415.
Leontopodium alpinum 494.
— sibiricum 457.
— Stracheyi 494.
Leonurus II, 27.
— Cardiaca *L.* 467.
— lanatus 502.
— villosus 402.
Leopoldinia piaçaba 373, 655.
Lepachys columnaris P. 185.
— pinnata 392, 427.
Lepidagathis eriocephala 559
— macrochila 152. — P. 29, 152.
Lepidium apetalum 397.
— campestre 625.
— capitatum 492.
— cordatum 492.
— Draba *L.* 412, 418. — II, 528, 524, 539.
— elongatum *Rydb.** II, 169.
— Jonesii *Rydb.** II, 169.
— latifolium 492.
— perfoliatum 489.
— racemosum 566.
— ruderale *L.* 418, 447, 466, 527.
— sativum *L.* 368. — II, 245, 246, 269, 354, 629, 630. — P. II, 387.
— virginianum 469.
Lepidobotrys *Engl.* N. G. 518. — II, 179.
Lepidobotrys Staudtii *Engl.** II, 179.
Lepidocarpon II, 701, 733, 735.
Lepidocladus II, 772.
Lepidodendraceae II, 735, 774.
Lepidodendron II, 701, 740, 767.
— fuliginosum *Will.* II, 767, 774.
— rhodumnense II, 763.
— spetsbergense II, 745.
— Wunschianum II, 767.
Lepidophloios II, 774.
— fuliginosus *(Will.)* II, 774.
Lepidophyllum II, 742.
— cupressinum 530.
— Fuisseensis II, 772.
— quadrangulare 530.
— thuoides II, 742.
— Waldenburgense *Potonié* II, 741, 742.
Lepidostrobus II, 751, 772.
Lepidoturus laxiflorus II, 279.
Lepidozia bicruris *Steph.* 262.
— chaetophylla *Spr.* 248.
— chaetophylla tenuis *Pears.* 248.
— nematodes *Spr.* 248.
— Pearsoni *Spruce* 214.
— pinnata *(Hook.) Dum.* 214.
— reptans 218, 230.
— tonkinensis *Steph.* 234.
— trichoclados *K. Müll.* 214, 222, 225.
— trichodes *Nees* 234.
— tumidula *Tayl.* 214, 230.
— Wulfsbergii *Lindb.* 214.
Lepigonum medium 486.
Lepiota *Pers.* 22, 124.
— adnatifolia *Peck** 167.
— caloceps *Akt.** 167.
— ecitodora *Atk.** 167.
— Hetieri *Boud.** 11, 167.

Digitized by Google

Lepiota meleagris *(Sow.) Sacc.* 124.
— psalliotoides *P. Henn.** 14, 167.
— purpureoconia *Atk.** 167.
— rufidula *Bres.** 10, 167.
Lepironia mucronata II, 827.
Leptactinia heinsenioides 557.
Leptadenia Wightiana P. 187.
Leptinella lanata II, 440.
— plumosa II, 440.
— propinqua II, 440.
Loptobarbula *Schpr.* 239.
— berica *(De Not.) Schpr.* 217.
Leptobryum pyriforme 218.
Leptochloa fascicularis 584.
Leptocylindrus II, 606.
Leptodon australis *C. Müll.** 257.
— Novae-Seelandiae *C. Müll.** 257.
— Smithii 217.
Leptodontium *Hpe.* 240.
— limbatulum *Fl.** 253, 257.
— subdenticulatum *(C. Müll.) Par.* 258.
— Warnstorfii *Fl.** 253, 257.
Leptogramma *J. Sm.* 716.
— II, 717, 718.
— diplazioides *(Desv.)* II, 718.
Leptohymenium Ferriezi *Marie* 285, 286.
— — *var.* imbricatum *Ren. et Par.** 236.
— pinnatum *Broth. et Par.** 286, 257.
Leptolejeunea 283, 285.
— elliptica *(Lehm. et Lindb.) Schiffn.* 288.
— exocellata *(Spruce) Ev.* 238.
— hamulata *(Gottsche) Schiffn.* 233.
Leptolejeunea stenophylla *(Lindenb. et Gottsche) Schiffn.* 288.
Leptonia seticeps *Atk.** 167.
Leptopezia pyrina *P. Henn.** 26, 167.
Leptophycus II, 772.
Leptoporus duraginus *Pat.** 24, 167.
Leptospermum II, 853.
— scoparium II, 4.
Leptosphaeria II, 868, 878.
— astericola *Ell. et Ev.** 167.
— Basalduaei *Speg.** 167.
— culmifraga *Delacr.* II, 412.
— herpotrichoides II, 412.
— melanommoides *Speg.* 167.
— descissens *Oud.** 167.
— Feltgeni *Sacc. et Syd.** 167.
— Moutoniana *Sacc. et Syd.** 167.
— Papyri *Sacc. et Syd.** 167.
— papyricola *F. Tassi* 167.
— Phlogis *Oud.* II, 878.
— punctiformis *Mout.* 167.
— rhopographoides *Rehm** 167.
— Stratiotis *Oud.** 167.
— subsuperficialis *Sacc. et Syd.** 167.
— vagabunda *Sacc.* 32. — II, 878, 374.
Leptosphaerulina *Mc Alp.* N. G. 31.
— australis *Mc Alp.** 31.
Leptostomum macrocarpum *R. Br.* 241.
Leptostroma Caraganae *Oud.** 168.
— Fraxini *Oud.** 168.
— Idaei *Ferraris** 8, 168.
— Polygonatum 41.
Leptostromataceae 26, 28. — II, 868.
Leptostylis micrantha *Beauvis.** II, 288.
Leptotaenia filicina *Marc. Jones** II, 208.
— multifida P. II, 899.
Leptothyrium Aesculi *Oud.** 168.
— Blechni *Oud.** 168.
— Dahliae *Oud.** 168.
— pamparum *Speg.** 168.
— Pomi II, 378.
— Quercus-rubrae *Oud.** 168.
Leptotrichum flexicaule 218.
Lepturus incurvatus 644.
Lepyrodiclis holosteoides 408.
Lescuraea 284.
— longipes *Broth. et Par.** 284, 258.
Lescuropteris II, 739.
Leskea 212, 284.
— gymnopoda *Tayl.* 244.
— incrassata *Lindb.* 216.
— superba *Tayl.* 248.
Lespedeza 687.
— acuticarpa *Mck.** II, 177.
— bicolor 501.
— Brittonii *Bickn.** 686. — II, 177.
— capitata 686.
— Manniana *Mackenz. et Bush** II, 177.
— neglecta *Mck.** II, 177.
— Nuttallii 686.
— procumbens 686.
— simulata *Mck.** II, 177.
— striata 501.
— velutina *Bicknell** 686. — II, 177.
Lesquerella arenosa *(Richards) Rydb.** II, 169.
— macrocarpa *Aven Nelson** II, 169.
— mendocina 566.

Digitized by Google

Lesquerella Sheari *Rydb.** II, 169.
Lessertia benguellensis *Bak.* II, 825.
Lessonia II, 110.
Leucanthemum vulgare *Lam.* 439, 440. — II, 534.
Leucas martinicensis P. 191.
Leuceria eriocephala *Speg.** II, 224.
— oligocephala P. 191.
Leucobryaceae 239, 246.
Leucobryum 234, 239.
— albidum *(Brid.) Lindb.* 246.
— cuculliphyllum *Fl.* 253.
— Fouta-Djalloni *Par. et Card.** 236, 258.
— Galinoni *Card. et Par.* 235.
— Hildebrandtii *C. Müll.* 235.
— Hollianum *Br. jav.* 234.
— madeirense *Schiffn.* 237.
— molle *C. Müll.* 235.
— perangustum *Besch.** 258.
Leucodon 234, 241.
— balcanicus *Vel.** 216, 258.
— brachypus 241.
— dozyoides *Broth. et Par.** 234, 258.
— julaceus *(Hedw.) Sull.* 241.
— sciuroides *(L.) Schw.* 236, 241.
— — *var.* Teneriffae *Ren. et Card.** 236.
Leucojum vernum 408. — — II, 488, 784, 793.
Leucoloma 234.
— albo-cinctum *R. C.* 235, 236.
— amoene-virens *Mitt.* 253.
— Crepini *R. C.* 235.
— javanicum *Broth.* 253.
Leucoloma molle *(C. Müll.) Mitt.* 234, 253.
— — *var.* longipilum *Fl.* 253.
— Normandi *Par. et Br.** 236, 258.
— persecundum *C. Müll.* 236.
— Rutenbergii *C. Müll.* 235, 236.
— — *var.* elatum *R. C.* 235.
— uncinatum *Fl.** 253, 258.
Leuconostoc 303.
Leuconotis elastica *Becc.** 659. — II, 215.
Leucophanella revoluta *(Dz. Mb.) Fl.* 253.
Leucophanes *Brid.* 239.
— calymperaceum *C. Müll.* 236.
— Massarti *Ren. et Card.* 253.
Leucopogon gracilis II, 282.
— microphyllus II, 283.
— Richei II, 445.
— striatus II, 282.
Leucopsis P. 138.
— gnaphaloides 538.
— macrocephala 538.
— Tweedii 538.
Leuzea carthamoides P. 191.
Levisticum persicum P. 117.
— officinale 425. — P. 194.
Liatris odoratissima II, 832.
— spicata *Meeh.* 671. — P. 197.
Libanotis montana 415. — P. II, 399.
— sibirica P. II, 399.
Libertella alba 41.
Libocedrus decurrens 524, 525.
— macrolepis II, 800.
Liceaceae 7.
Lichenes P. 158.
Licmophora II, 595.
— adriatica *Mer.** II, 608.
— araphidea *Mer.** II, 608.
— Aurivillii 571.
— biplacata *Mer.** II, 608.
— capitata *Mer.** II, 608.
— divergens *Pant.** II, 608.
— elegans *Mer.** II, 608.
— gigantea *Mer.** II, 608.
— Grunowii *Mer.** II, 608.
— hastata *Mer.** II, 608.
— inflata *Mer.** II, 608.
— lata *Mer.** II, 609.
— mediterranea *Mer.** II, 609.
— membranacea *Mer.** II, 609.
— Monksiae *Mer.** II, 609.
— Montereyana *Mer.** II, 609
— Ovulum *Mer.** II, 609.
— pacifica *Mer.** II, 609.
— parasitica *Mer.** II, 609.
— permagna *Mer.** II, 609.
— pontica *Mer.** II, 609.
— proboscidea *Mer.** II, 609.
— profundeseptata *Mer.** II, 609.
— quadriplacata *Mer.** II, 609.
— ramuloides *Mer.** II, 609.
— Redondina *Mer.** II, 609.
— rostrata *Mer.** II, 609.
— semiasymmetrica *Mer.** II, 609.
— Spicula *Mer.** II, 609.
— subundulata *Mer.** II, 609.
— Thumii *Mer.** II, 609.

Digitized by Google

Licmosphenia *Meresch.* N. G. II, 601.
— Clevei *Mer.** II, 609.
— Grunowii *Mer.** II, 609.
— Peragalli *Mer.** II, 609.
— Schmidtii *Mer.** II, 609.
— Van Heuckii *Mer.** II, 609.
Lieberkühnia bracteata 588.
Liebrechtsia *Wildem.* N. G. II, 177.
— esculenta *Wild.** 685. — II, 177.
— katangensis *Wildem.** 685. — II, 177.
— Kotschyi *(Schwf.) Wild.** 685. — II, 177.
— scabra *Wild.** 685. — II, 177.
— Schweinfurthii *Wild.** II, 177.
Ligeum spartium II, 280.
Lightfootia 548.
— divaricata *Engl.** II, 220.
— rupestris 561.
Ligularia 673.
— sibirica 440.
— speciosa 501.
— stenoglossa *(Franch.) Henry** II, 224.
Ligusticum 618.
— acutilobum 503.
— adonidifolium 712.
— alatum P. 117, 188.
— ibukiense *(Makino) Yabe** 503. — II, 208.
— japonicum 503.
— mutellinum 409.
— scoticum 503.
Ligustrum 488. — II, 558. — P. II, 400.
— vulgare 508. — P. 156, 159.
Liliaceae 485, 548, 601, 609, 610, 614, 615, 616, 617, 681, 647. — II, 22, 47, 152, 290, 291, 312, 444.
Lilium 388. — II, 670, 784.
— bulbiferum 408, 481. — P. 107.
— candidum *L.* 388, 425. — II, 265. — P. 107.
— carniolicum P. 107.
— croceum II, 444.
— Martagon *L.* II, 499. — P. II, 874.
— pardalinum 681.
— pardalinum *Kellogg* II, 669.
— Parryi 525.
— tenuifolium 456.
— tigrinum II, 444.
Limacinia Aurantii *P. Henn.** 26, 168.
Limacium 18.
— caerulescens *(B. et C.)* 18
— chrysodon *(Batsch) Schroet.* 18.
— eburneum *(Bull.) Schroet.* 18.
— elegantulum *(Peck)* 18.
— flavo-discum *(Frost)* 18.
— fuligineum *(Frost) P. Henn.* 18.
— Laurae *(Morg.) P. Henn.* 18.
— luteum *(Johns.)* 18.
— Morrisii *(Peck)* 18.
— paludosum *(Peck)* 18.
— sordidum *(Peck)* 18.
— subolivaceo-album *P. Henn.* 164.
— subviolaceum *Peck* 18.
— virgatum *(Peck) P. Henn.* 18.
Limnanthaceae 688. — II, 22.
Limnanthemum 611.
— indicum *(L.) Gris.* 543, 545.
— — *var.* siamensis 545.
— nymphaeoides 898.
Limnanthes Douglasii 688.
Limnocharis emarginata 601, 612. — II, 806, 462.
Limnochlide II, 101.
Limnophyton obtusifolium 553.
Limodorum turkestanicum *Litwinow** II, 159.
Limosella 611.
— aquatica 564.
— tenuifolia 467.
Linaceae 548, 688. — II, 179.
Linaria 477, 609, 707.
— acutiloba 501.
— alpina 422.
— arvensis *Desf.* 414. — II, 476.
— capraria *Mor. et De Not.* 484.
— elatine 419.
— Jattae *Palanza** II, 239.
— lurida 481.
— minor 898.
— nummularifolia *Jaub. et Sp.* II, 559.
— Pancicii II, 784, 801.
— repens 845, 897.
— ruthenica *Błonski* 706.
— seriata II, 784.
— simplex *DC.* II, 559.
— spuria 481, 683. — II, 667.
— striata *DC.* 897. — II, 524, 792.
— strictissima *Schur* 435, 706.
— Tournefortii *(Poir.) Lge.* II, 566, 572.
— — *var.* glabrescens *Lge.* II, 566, 572.
— triornithophora *Willd.* II, 566.
— vulgaris *Mill.* II, 433, 499. — P. II, 421.
Lindauella amylospora *Rehm* 157.
Lindenbergia grandiflora 705.

Digitized by Google

Lindernia pyxidaria 478, 501.
— rupestris 560.
Lindsaya II, 686.
— davallioides *Bl.* II, 686.
— guianensis *Dry.* II, 686.
— Kirkii II, 693.
— lancea *(L.) Mett.* II, 686, 727.
— — *var.* semilunata *Christensen** II, 724.
— lobata *Poir.* II, 686.
— orbiculata *Bedd.* II, 696.
— — *var.* tenera *Dry.* II, 686.
— retusa *Mett.* II, 686.
— rigida *Sm.* II, 686.
— scandens *Hk.* II, 686.
Linhartia *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 168.
— albo-maculans *(Rehm) Sacc. et Syd.** 168.
— punctiformis *(Rehm) Sacc. et Syd.** 168.
— succinea *(Rehm) Sacc. et Syd.** 168.
— tropicalis *(Rehm) Sacc. et Syd.** 168.
Linnaea 441, 667.
— americana 667.
— borealis *L.* 398, 399, 408, 407, 459, 501, 667.
— longiflora 667.
Linociera angolensis *Bak.** 286.
— congesta *Bak.** II, 286.
— jamaicensis *Urb.** II, 286.
— Johnsonii *Bak.** II, 286.
— Welwitschii *Bak.** II, 286.
Linosyris villosa 439.
— vulgaris 439.
Linum 616. — P. II, 887.
— angustifolium *R. Br.* II, 572.
Linum austriacum 433, 686.
— corymbulosum 431.
— gallicum 558.
— Karoi *Freyn** II, 197.
— perenne II, 638.
— punctatum 481.
— sibiricum *Ait.* 688.
— tenuifolium 415.
— usitatissimum *L.* 346. — II, 572.
Liochloena lanceolata 219.
Lipara lucens P. 139.
Liparieae II, 276.
Liparis japonica 502.
— liliifolia 508.
— Loeselii 345, 465, 508 514.
— morobulana *Bail.** II, 159.
— Nugentae *Bail.** II, 159
— Seychellarum *Krzl.** II, 159.
— Simmondsii *Bail.* II, 159.
Lippia angustifolia 539.
— aristata P. 187.
— betulaefolia 539.
— geminata 539.
— Hassleriana *Chod.** II, 241.
— juncea 566.
— ligustrina 566.
— lippioides 539.
— lupulina 539.
— lycioides 539.
— recolleta 539.
— scriphioides 566. — P. 167.
— serotina II, 448.
— sidoides P. 134.
— turneraefolia 539.
— urticoides 539. — P. 192.
— Wrightii *Gray* II, 436.
Liquidambar II, 286.
— europaeum *A. Br.*
— orientalis II, 882. — P. 150.
— styracifluum II, 882.
Liriodendron 349, 689. — II, 734.
— Celakovskii *Velen.* 689. — II, 734.
— giganteum II, 734.
— Meekii II, 734.
— tulipifera *L.* 689. — II, 669, 734.
Lisianthus 349, 531, 533, 681.
— acuminatus *Desr.* II, 229.
— acuminatus *Perk.** II, 229.
— arcuatus *Perk.** II, 229.
— axillaris *(Hemsl.) Perk.* II, 229.
— brevidentatus *(Hemsl.) Perk.* II, 229.
— corymbosus *Perk.** II, 229.
— domingensis *Urb.** II, 229.
— frigidus *Sw.* II, 229.
— gracilis *(Gris.) Perk.* II, 229.
— grandiflorus *Wikstr.* II, 229.
— laxiflorus *Urb.** II, 229.
— longifolius II, 229.
— — *var.* gracilis *Bello* II, 229.
— Seemannii *(Griseb.) Perk.* II, 229.
— Skinneri *(Hemsl.) Perk.* II, 229.
Lissochilus arenarius 553, 560.
— Busseanus *Krzl.** II, 159.
— katangensis *Wild.** II, 159.
— Livingstonianus 560.
— milanjianus 558.
— multicolor *Krzl.** II, 159.
— papilionaceus 559.
— purpuratus 553.
— verrucosus 558.
— Wakefieldii 559.

Digitized by Google

Listera 612, 626.
— amplexicaules *Bail.* II, 159.
— auriculata 508.
— convallarioides 508.
— cordata 407, 4[illegible]8, 419, 482, 508.
— ovata 898.
Listeromyces *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 168.
— insignis *Penz. et Sacc.** 168.
Listrostachys cirrhosa *Krzl.** II, 159.
— refracta *Krzl.** II, 159.
— Scheffleriana *Krzl.** II, 159.
Lithophila muscoides 584.
Lithophyllum 568, 569. — II, 188.
— acrocamptum *Heydrich** II, 141.
— cristatum *(Menegh.) Heydr.* II, 188.
— — *f.* ramosissima *Heydr.** II, 138.
— Farlowii *Fosl.* II, 110.
— madagascarense *Heydr.** II, 141.
— pseudolichenoides *Heydrich** II, 141.
Lithospermum purpureo-coeruleum 405, 411.
Lithothamnion 568, 569. — II, 187, 764.
— californicum II, 132.
— — *f.* microspora *Fosl.** 132.
— compactum *Kjellm.* II, 110.
— conchatum *Fosl. et Setch.** II, 132.
— glaciale *Kjellm.* II, 110.
— laeve *(Strömf.)* II, 110.
— Lenormandi *(Phil.) Fosl.* II, 110.
— lichenoides II, 188.
— norvegicum *(Aresch.) Kjellm.* II, 110.
Lithothamnion nummuliticum *Gümb.* II, 187, 764.
— Patena II, 188.
— phymatodeum *Fosl.** II, 132, 141.
— pliocaenum *Gümb.* II, 187, 764.
— ramosissimum *Reuss.* II, 187, 764.
— Sonderi II, 132.
— — *f.* pacifica *Fosl.** II, 132.
— Ungeri *Kjellm.* II, 110.
Lithraea II, 46.
Litsaeophyllum wingellense *Deane** II, 738.
Litsea glauca P. 148, 152, 191.
Littledalea tibetica 497.
Littonia grandiflora 558.
Littorella juncea 418.
— lacustris 408, 422, 441, 461.
Livia juncorum *Latr.* II, 572.
Livistona Benthamii *Bail.** II, 168.
— Muelleri *Bail.** II, 168.
Lizonia (Lizoniella) Perkinsiae *P. Henn.** 168.
Lloydia graeca 489.
— serotina 459.
Loasa II, 498.
— argentina *Gilg et Urb.** II, 180.
— Bergii *Hieron.** II, 180.
— patagonica *Gilg et Urb.* II, 180.
— patagonica *Speg.** II, 180.
— pinnatifida *Gill.* II, 180.
— — *var.* gracilis *Speg.* II, 180.
— pinnatifida *Speg.** II, 180.
— triphylla 529.
Loasaceae 616, 688. — II, 179.
Lobelia 548, 611. — II, 492, 498.
Lobelia anceps II, 498.
— cardinalis 508. — II, 492.
— Dekindtiana *K. Sch.** II, 220.
— Dortmanna 508, 626.
— Erlangeriana *Engl.** II, 220.
— fulgens II, 492.
— Gouldii *Fitzger.** II, 220.
— Holstii 558.
— inflata 468, 508.
— Kalmii 508.
— longisepala *Engl.** II, 220.
— mucronata II, 497.
— salicifolia II, 497.
— sessilifolia 501.
— spicata 508.
— syphilitica 508. — II, 492.
— urens 468.
— Wentzeliana 561.
Lobeliaceae 508. — P. 121.
Locellina 22.
— Starnesii *Peck** 168.
Locheria hirsuta 884.
Locusta P. 158.
Loganiaceae 889, 614. — II, 47, 280. — P. 121.
Loiseleuria procumbens 459.
Lolium 644. — II, 314.
— cylindricum *(Willd.) Asch. et Gr.** II, 149.
— italicum P. II, 376.
— perenne *L.* 686, 645. — II, 82, 814, 505. — P. II, 376.
— — *var.* sphaerostachyum *Mast.* 645.
— remotum II, 314.
— temulentum 418, 424, 466. — II, 314. — P. 79.
Lomandra longifolia P. 149.
Lomaria pennamarina II, 298.

Digitized by Google

Lomatophyllum borbonicum *Wild.* II, 261, 658.
Lomentaria catenata *Harv.* II, 105.
Lomoporotrichum liliputanum *C. Müll.* 245.
Lonchaea lasiophthalma *Macq.* II, 558, 569.
Lonchocarpus P. 204.
— Bussei *Harms** II, 177.
— discolor *Hub.** II, 177.
— Ehrenbergii *Urb.** II, 177.
— Fischeri *Harms** II, 177.
— laxiflorus 558.
— Menyharthii *Schz.** II, 177.
— neurophyllus *Urb.** II, 177.
— sericeus II, 833.
— villosus 685.
Lonicera 339, 614, 617. — II, 448, 791.
— alpigena 419.
— arborea II, 221.
— arizonica *Rehd.** 667. — II, 221.
— Caprifolium *L.* 406. — II, 499. — P. 8, 153.
— ciliata II, 449.
— coerulea 356, 424.
— dioica II, 449.
— edulis 501.
— etrusca 475, 478.
— ferruginea *Rehd.** 667. — II, 221.
— Griffithii 667.
— hispida 493.
— implexa 478.
— japonica 534.
— kabylica *Rehder** II, 221.
— Koehneana *Rehd.** 667. — II, 221.
— Ledebouri 468.
— nigra 408, 409, 419, 424.
— oblongifolia II, 449.
— Periclymenum *L.* 406, 478. — II, 572. — P. 185.
Lonicera pyrenaica 392.
— saccata *Rehder** 667. — II, 221.
— sempervirens 514.
— Sullivantii II, 449.
— tatarica 170, 456. — II, 449.
— xylosteum 424, 483.
Lophiella Bambusae *P. Henn.** 168.
Lophiostomaceae 14, 27.
Lophiotrema Oenotherae *Ell. et Ev.* 20.
Lophocolea bidentata *L.* 230.
— — *var.* ciliata *Vel.** 230.
— — *var.* cuspidata *Nees* 230.
— cuspidata 218.
— fragrans 218.
— heterophylla *Sch.* 230.
— Hookeriana *Nees* 230.
— minor *Nees* 224, 230.
— vogesiaca *Hüben.* 217.
Lophodermium macrosporum II, 375.
— Pinastri 83.
Lopholejeunea 235.
Lophozia 249.
— alpestris *(Schleich.) Steph.* 219, 224, 249.
— antarctica *(Angstr.) Evans* 249.
— bicrenata *(Schm.) Dum.* 219, 220.
— bidens *Mitt.** 260.
— exsectaeformis *Breidl.* 224.
— excisa *(Dicks.) Steph.* 249.
— Floerkei *(W. M.) Schiffn.* 219, 220, 249.
— gedena *Steph.** 260.
— gracilis *(Schleich.) Steph.* 249.
— Hornschuchiana *Nees* 225.
— incisa *(Schrad.) Dum.* 249.
Lophozia inflata *(Huds.) Howe* 249.
— Limprichtii *Lindb.* 219.
— lycopodioides *(Wallr.)* 251.
— Lyoni *(Tayl.) Steph.* 221.
— marchica *(Nees) Steph.* 219, 221, 224, 249.
— recurvifolia *(Nees) Steph.* 249.
— rhodina *Spruce** 260.
— ventricosa *(Dicks.) Dum.* 249.
Loranthaceae 540, 543, 544, 563, 688. — II, 179.
Loranthus II, 863.
— anguliflorus 560.
— chrysanthus 543.
— Dekindtianus *Engl.** II, 179.
— Dregei 559.
— europaeus *Jcq.* 406, 437.
— glaucophyllus *Engl.** II, 179.
— heteranthus 543.
— longibracteatus 557.
— Lujaei 688.
— nigrescens 688.
— pentandrus 543.
— pentapetalus 543.
— Pungu 688.
— taborensis 559.
— tenuifolius 559.
— undulatus 559.
Loteae II, 278, 315.
Lotus II, 482, 483.
— corniculatus *L.* 487. — II, 483, 499, 519, 572. — P. II, 374.
— — *var.* crassifolius *Pers.* 487.
— edulis *L.* II, 528.
— erectus 488.
— glaber 524.
— nevadensis 525.
— oxyphyllus 561.
Loxsoma II, 683.
Lucilia nitens 538.

Digitized by Google

Luffa acutangula II, 872. — P. 169.
— aegyptiaca *Mill.* II, 510, 872.
— cylindrica II, 828.
Luftbacillus 289.
Lumnitzera II, 296.
Lunaria rediviva *L.* 405, 408, 432, 488. — II, 452.
Lunularia cruciata 211, 249.
Lupinus 884.
— albus *L.* II, 245, 246, 248, 630, 689, 652.
— argophyllus *Cock.* II, 177.
— bogotensis 528.
— flavescens *Rydb.** II, 177.
— Helleri *Greene** II, 177.
— lucidulus *Rydb.** II, 177.
— luteus *L.* 384.
— perennis 466.
— Scheuberae *Rydb.** II, 177.
— spathulatus *Rydb.** II, 177.
Luxemburgia Schwackeana *Taub.* II, 212.
Luziola contracta *Hack.** II, 149.
Luzula 625. — II, 489.
— brunnea 565.
— bulbosa *Wood* II, 151.
— Chamissonis 565.
— flavescens 419.
— gigantea 565.
— maxima P. 186.
— nigricans P. 85.
— Novae Cambriae *Gandog.** II, 151.
— racemosa 565.
— rufescens 456.
— silvatica 408, 409, 419, 424.
— sudetica 409.
Lycaste II, 489.
— fimbriata *(Poepp. et Endl.) Cogn.** II, 159.
— gigantea 527.
Lychnis II, 797.
— antarctica *O. Ktze.* II, 166.
— apetala 459, 492.
— chilensis *Speg.** II, 166.
— diurna II, 824.
— flos-cuculi *L.* II, 67, 480, 784, 786.
— macrorrhiza 492.
— sibirica 456.
— vespertina II, 824.
Lychnophora II, 27.
— Van Ischoti *Heckel** II, 26, 424, 875.
Lychnothamnus II, 118.
— macropogon II, 112.
Lycium afrum *Rchb.** II, 562.
— Ameghinoi *Speg.* II, 240.
— barbarum II, 588.
— chilense 580.
— chubutense *Dusen* II, 240.
— durispina *Dusen* II, 240.
— europaeum II, 562. — P. 198.
— floribundum *Dun.* II, 240.
— halimifolium *Dippel* II, 499, 534.
— halophilum *Speg.** II, 240.
— intricatum II, 562.
— lasiopetalum *Speg.** II, 240.
— Torreyi II, 486, 522.
Lycogala 29.
— epidendron 91.
Lycogalopsis Dussi *Pat.** 24, 168.
Lycoperdaceae 14, 15, 28.
Lycoperdon 89.
— atrum *Pat.** 24, 168.
— Bovista 16.
— calvescens *B. et C.* 126.
— cruciatum *Rostk.* 89, 126.
— depressum *Bon.* 126.
Lycoperdon endotephrum *Pat.** 41, 168.
— erinaceum *Speg.** 168.
— favosum *Oud.** 18, 168.
— favosum *Rostk.* 127.
— furfuraceum *Schaeff.* 10, 81. — II, 408.
— gemmatum *Oerst.* 10.
— Henningsii *Sacc. et Syd.** 168.
— hyemale *Bull.* 126.
— Kalchbrenneri *De Toni* 126.
— leucotrichum *Dur. et Mont.* 126.
— marginatum *Kalchbr.* 126.
— marginatum *Vitt.* 89, 126.
— pedicellatum *Batsch* 126.
— pedicellatum *Peck* 126.
— piriforme 41.
— pisiforme *P. Henn.* 168.
— pseudoradicans 39.
— radicatum *Dur. et Mont.* 127.
— separans 89.
— transversarium *Bosc.* 127, 195.
— uteriforme *Bull.* 127.
Lycopersicum II, 881.
— esculentum II, 278, 331, 784. — P. 77, 174. — II, 867.
— Humboldtii 580.
— latifoliatum II, 881.
— solanopsis II, 881.
Lycopodiaceae 341, 635. — II, 702.
Lycopodiales II, 767.
Lycopodium 615, 627. — II, 661, 692, 694, 701, 719.
— affine *Hk. et Grev.* II, 724.
— alopecuroides *L.* II, 724.
— — *var.* pseudo-reflexum *Christ** 724.

Digitized by Google

Lycopodium alpinum 406, 407. — II, 692, 704, 709.
— annotinum *L.* II, 705, 748.
— assurgens *Fée* II, 724.
— — *var.* Schwackei *Christ** II, 724.
— Catharinae *Christ** II, 724, 730.
— clavatum *L.* II, 695, 719, 720, 724, 727, 728.
— — *var.* Minarum *Christ** II, 724.
— comans *Christ** II, 724, 730.
— complanatum *L.* 419, 432. — II, 136, 692, 704, 719.
— — *var.* flabelliforme *Fernald* II, 719.
— dichotomum *Jacq.* II, 724.
— funiforme II, 724.
— inundatum L. 479, 611.
— linifolium *L.* II, 724.
— — *var.* subaristatum *Christ** 724.
— longearistatum *Christ** II, 724, 730.
— lucidulum *Mx.* II, 694. 698.
— Ouropretanum *Christ** II, 724, 730.
— pinifolium *Bl.* II, 727.
— reflexum *L.* II, 724.
— Selago *L.* 409, 419. — II, 704, 711, 724.
— serratum *Thbg.* II, 724.
— Sitchense 512. — II, 719.
— tristachyum II, 718.
— verticillatum *L.* II, 724.
Lycopsis arvensis II, 551.
Lycopus americanus P. 106.
— europaeus 397.
— lucidus 501.
Lycoris radiata *Herb.* II, 84.
— Sprengeri *Comes** 641. — II, 145.
Lyellia crispa *R. Br.* 241.
Lyginodendron II, 750, 766.
— anomalum *Will.* II, 766.
— Oldhamianum 599. — II, 688, 734, 750.
Lyginopterideae II, 704.
Lyginopteris II, 734, 750.
— Oldhamia II, 750.
Lygodium II, 688, 686, 700, 749, 750, 768.
— circinatum II, 750.
— Gaudini *Heer* II, 750.
— japonicum II, 729.
— palmatum *Sw.* II, 719, 750.
Lyngbya II, 137.
— Nyassae *Schmidle** II, 141.
Lysimachia 611, 613. — II, 464.
— brachystachys 502.
— ciliata *L.* II, 473.
— nemorum *L.* 424. — II, 473.
— nummularia 508. — P. 194.
— producta 508.
— punctata *L.* 412, 508. — II, 473.
— quadrifolia 508.
— stricta 508.
— thyrsiflora *L.* 508. — II, 473.
— vulgaris *L.* 508, 514. — II, 504. — P. 8, 197.
Lysurus Beauvaisii 27.
Lythraceae 469, 538, 544, 545, 689. — II, 180.
Lythrum 612.
— Curtissii *Fernald** II, 180.
— hyssopifolium 488. — II, 572.
— intermedium 501.
— rivulare *Wood et Evans* 561, 689.
— Salicaria *L.* 488. — II, 499, 503, 534, 572.
— Salicaria × virgatum 337.
Maackia Tashiroi *(Yatabe) Mak.** II, 177.
Macaranga Reineckii II, 894.
Machaerium P. 181.
— lanatum P. 146, 167.
Machilus Thunbergii P. 134.
Mac Leayia artensis *Montrouz.** II, 175.
Maclura aurantiaca P. 143.
Macranthosiphon longiflorus 530.
Macrochloa tenacissima II, 280.
Macrochytrium *Minden* N. G. 94.
— botrydioides *Minden** 94.
Macrocystis II, 110.
— pyrifera 569.
Macrodiplosis dryobia *F. Löw* II, 520.
Macrolobium leptorrhachis *Harms** II, 175.
Macromitrium *Brid.* 240.
— Braunii *C. Müll.* 253.
— cuspidatum *Hpe.* 253.
— fasciculare *Mitt.* 253
— — *var.* javense *Fl.* 253.
— limbatulum *Broth. et Par.** 236, 258.
— ochraceum *(Dz. Mb.) C. Müll.* 253.
— orthostichum *Nees* 253.
— pleurosigmoideum *Par. et Broth.** 236, 258.
— Sanctae-Mariae *R. C.* 235.
— tylostomum *Mitt.* 253.
Macrophoma 132.
— abscondita *(Pass.) F. Tassi** 168.
— Alcearum *(Cke.) F. Tassi** 168.
— astericola *(Atk.) F. Tassi** 168.
— Barringtoniae *(Cke. et Mass.) F. Tassi** 168.
— Borziana *Scalia** 9, 168.

Digitized by Google

Macrophoma brunneotincta *(B. et C.) F. Tassi** 168.
— Chenopodii *Oud.** 168.
— crescentina *Ferr. et Sacc.** 168.
— cocophila *(Pass.) F. Tassi** 169.
— depressula *(S. B. R.) F. Tassi** 169.
— Dryadis *(Allesch.) F. Tassi** 169.
— Farlowiana *(Viala et Sauv.) F. Tassi** 169.
— Gibelliana *Scalia** 9, 169.
— Halstedii *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 169.
— Hemerocallidis *Ferraris** 8, 169.
— Holoschoeni *(Pass.) F. Tassi** 169.
— Jodinae *(Speg.) Sacc. et Syd.** 169.
— Leucothoës *(Ell.) F. Tassi** 169.
— malorum II, 369.
— mamillaris *(B. et C.) F. Tassi** 169.
— opuntiicola *(Speg.) Sacc. et Syd.** 169.
— orchidicola *(Speg.) Sacc. et Syd.** 169.
— Penzigii *Ferraris** 8, 169.
— Philesiae *(Speg.) F. Tassi** 169.
— phomiformis *(Sacc.) F. Tassi** 169.
— Populi *(Peck) F. Tassi** 169.
— Populi-nigrae *(Allesch.) F. Tassi** 169.
— projecta *(Cke.) F. Tassi** 169.
— reniformis *Cav.* II, 372.
— Restaldii *Ferraris** 8, 169.
— sphaeropsidea *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 169.
Macrophoma sphaeropsispora *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 169.
— subconica *Ell. et Ev.** 169.
Macrosolen Beccarii *von Tieghem** II, 179.
Macrosporium 129.
— Avenae *Oud.* II, 874.
— commune *Rabh.* 82, 48.
— cucumerinum *Ell. et Ev.** 77, 84, 169.
— epicarpium *McAlp.** 81, 169.
— Eucalypti *P. Henn.** 27, 169.
— nigricantium II, 867.
— nobile 78.
— ornatissimum *Ell. et Barthol.** 169.
— parasiticum *Thüm.* 81.
— persicinum *McAlp.** 82, 169.
— prunicolum *McAlp.** 81, 170.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 170.
— sarcinaeforme *Cav.* 15, II, 878.
— uredinis *Ell. et Barth.** 82.
— Violae 78.
Macrostachya Heeri *Nath.** II, 754.
Macrozamia Fraseri P. 149.
— Hopei *(Hill) Bail** II, 144.
— mountperriensis *Bail** II, 144.
— platyrrhachis *Bail** II, 144.
Madia 528.
— glomerata 392.
— ramosa *Piper** II, 224.
— sativa P. 191.
— villosa *Eastwood** II, 224.
— viscosa P. 191.
Madotheca Baueri *Schffn.* 225.
Madotheca canariensis *Nees* 287.
— — *var.* subsquarrosa *Schffn.** 287.
— Jackii *Schffn.* 225, 230.
— laevigata 230.
— ovifolia *Steph.** 285, 260.
— platyphylla 218, 230
— porella *Nees* 248.
— rivularis *Nees* 225, 230.
— — *var.* simplicior *Zetterst.* 225.
Maerua angolensis 558.
— parvifolia II, 824.
Maesa 692, 698.
— alnifolia 851.
— andamanica *S. Kurz* 851. — II, 284.
— aneitumensis *Mez** II, 285.
— angolensis 851.
— angustifolia 851.
— argentea 851.
— Balansaei *Mez** II, 284.
— bengalensis *Mez** II, 284.
— Bennettii *Mez** II, 285.
— Blumei 851.
— brachybotrya 851.
— castaneifolia *Mez** II, 284.
— chisia 851.
— cordifolia *Berk.* 851. — II, 284.
— coriacea *Mez** II, 284.
— corylifolia 851.
— costulata *Miq.* 851. — II, 284.
— Cumingii *Mez** II, 285.
— dependens 248, 851.
— — *var.* pubescens *F. v. M.* II, 284.
— dubia 851.
— elongata *Mez** II, 284.
— emirnensis *H. DC.* 851. — II, 284.
— eramangensis *Mez.** II, 285.
— Forbesi *Mez** II, 285.
— Gaudichaudii 851.

Digitized by Google

Maesa grandiflora *Mez** II, 284.
— grandifolia 351.
— Haenkeana *Mez** II, 284.
— haplobotrys 351.
— Hernsheimiana 351.
— hirtella 351.
— indica 351. — II, 234.
— — *var.* obtusa *A. DC.* II, 284.
— — *var.* Wightiana *Schiff.* II, 284.
— japonica 351.
— Junghuhniana 351.
— kamerunensis *Mez** 351. — II, 234.
— Kurzii *Mez** 351. — II, 284.
— laevigata 351.
— lanceolata 351.
— latifolia 351.
— laxa *Mez** II, 234.
— leucocarpa 351.
— lineata *Mez** II, 284.
— macrocarpa 351.
— macrophylla 351.
— macrothyrsa 351.
— manillensis *Mez** II, 284.
— manipurensis *Mez** II, 284.
— Martiana *Mez** II, 284.
— maxima *Mez** II, 284.
— membranacea *A. DC.* II, 235.
— membranacea *Miq.* II, 284.
— membranifolia *Mez** 351. — II, 284.
— mollis 351.
— montana 351. — II, 284.
— Muelleri *Mez** II, 284.
— Naumanniana *Mez** II, 284.
— nemoralis *A. Gr.* 351. — II, 234, 235.
— novo-caledonica *Mez** II, 235.
Maesa novo-guineensis 351.
— panniculata 351.
— papuana 351.
— parviflora 351.
— permollis 351.
— Perrottetiana 351.
— persicifolia 351.
— Pickeringi 351.
— pipericarpa *Mez** II, 235.
— pirifolia 351.
— pisicarpa 351.
— polyantha 351.
— populifolia *Mez** II, 235.
— protracta 351.
— pulchella 351.
— Quintasii 351.
— racemosa *Mez** II, 284.
— ramentacea 351.
— Reinwardtii 351.
— rubiginosa 351.
— rufescens 351.
— rufo-villosa *Mez** II, 284.
— rugosa 351.
— samoana *Mez** II, 235.
— Sarasinii *Mez** II, 284.
— Schweinfurthii *Mez** II, 284.
— sinensis 351.
— striata *Mez** II, 284.
— subdentata 351.
— tabacifolia *Mez** II, 235.
— tenera *Mez** II, 284.
— tenuifolia *Mez.* II, 284.
— tetrandra 351.
— tomentella *Mez** II, 284.
— tongensis *Mez** II, 235.
— tonkinensis *Mez** II, 284.
— trichophlebia *Bak.* II, 284.
— velutina *Mez** II, 284.
— verrucosa *S. Kurz* 351. — II, 284.
— virgata 351.
— Warburgii *Mez** II, 235.
— Welwitschii 351.
— Zenkeri 351.
Maesa Zollingeri *Scheff.* II, 284.
Mäusetyphusbacillus 326.
Magnolia 350, 612. — II, 734, 744, 768. — P. II, 364.
— glauca P. 160.
— grandiflora P. II, 371.
— obovata P. 141, 185.
— Yulan P. II, 371.
Magnoliaceae 616, 689. — II, 279.
Magnusia Bartlettii *Mass. et Salm.* 12.
— nitida *Sacc.* 40.
Magnusiella 201. — II, 408, 409.
Mahonia 356, 615, 661, 662, 668.
— aquifolium 662.
— eurybracteata *Fedde** 661.
— eutriphylla *Fedde** 661.
— incerta *Fedde** 661.
— japonica 661.
— — *var.* gracillima *Fedde** 661.
— nepalensis 661.
— — *var.* pycnophylla *Fedde** 661.
— Paxii *Fedde** 661.
— pinnata 661.
— — *var.* Cachira *Fedde** 661.
— — *var.* hortensis *Fedde** 661.
— polyodonta *Fedde** 661.
— subintegrifolia *Fedde** 661.
— subtriplinervis *Fedde** 661.
— zimapana *Fedde** 661.
Maihuenia Poeppigii *Speg.* II, 166.
— tehuelches *Spegazz.** II, 166.
— Valentinii *Speg.** II, 166.
Majanthemophyllum grandiflorum *Penh.** II, 758.

Digitized by Google

Majanthemum P. II. 896.
— bifolium 441, 625. — P. II, 899.
Malabaila involucrata 489.
Malachium 612.
— aquaticum 898. — P. 111.
Malachra palmata 584.
Malaxis paludosa 899, 406, 464, 478.
Malcolmia hispida *Litwinow** II, 169.
Malesherbia humilis 528.
Mallomonas dubia II, 99.
Mallotus philippinensis II, 55.
Malouetia africana *K. Sch.* II, 215.
— Heudelotii *A. DC.* II, 215.
Malpighia 616.
Malpighiaceae 587, 689. — II, 180.
Malus Halliana *Sargent* 701.
Malva 617.
— alcea 407.
— borealis 488.
— crispa *L.* 486.
— moschata *L.* 417. — II, 534, 551.
— neglecta 869.
— neglecta × silvestris 484.
— nicaeensis 427.
— patagonica *Niederl.* II, 181.
— pulchella 501.
— silvestris 869, 418. — II, 814, 499.
— verticillata 499.
— Zoernigi *Fleischer* 484, 689.
Malvaceae 540, 609, 610, 615, 616, 689. — II, 180, 491.
Malvales 687.
Malvastrum P. 188.
— capense *Grcke.* II, 357.
— coccineum II, 181.
Malvastrum Cockerellii *A. Nels**. II, 181.
— dissectum *Cock.* II, 181.
— dissectum *(Nutt.) Aven Nels** II, 181.
— elatum *Cockerell** 689. — II, 181.
— elatum *A. Nels** II, 181.
— geranioides 391.
— linoides *Hieron.** II, 181.
Mamillaria Bussleri *Mundt** 852. — II, 166.
— Oliviae *Orc.** 666. — II, 166.
— Perringii 849.
— Thornberi *Orcutt** 666. — 166.
Mandevilla mollissima 529.
Mandragora 612. — II, 18.
Manettia meridensis 530.
Mangifera 618. — II, 827.
— indica *L.* 618. — II, 41. — P. 137, 207.
Mangonia glabrata *St. Hil.* II, 51,
— pubescens *St. Hil.* II, 51.
Manicaria saccifera *Gaertn.* 586.
Manihot 868. — P. 148.
— aipi 868.
— carthagenensis P. 27, 179, 201, 204.
— Glaziowii II, 888, 889, 891.
— janipha 868. — II, 511.
— utilissima 868. — II, 888. — P. 196. — II, 365.
Maniltoa 542, 686.
— browneoides *Harms** II, 175.
— grandiflora *(A. Gr.) Harms** II, 175.
— Hollrungii *Harms** II, 175.
— polyandra *(Roxb.) Harms** II, 175.
— Schefferi *K. Sch.** II, 175.
Manniophyton argenteum *Müll. Arg.* II, 865.
Maoutia neriifolia *Montrouz.* II, 241.
Mapania versicolor *Becc.** II, 147.
Mapouria artensis *Beauv.* II, 237.
— Balansaei *(Baill.) Beauv.** II, 288.
— Deplanchei *(Baill.) Beauv.** II, 288.
— floribunda *Beauv.* II, 287.
— semperflorens *(Pancher) Beauv.* II, 288.
— speciosa *Beauv.* II, 287.
Maranta amplifolia *K. Sch.** II, 155.
— arundinacea 855, 368, 649.
— bicolor 855.
— Blumei *Kcke.* II, 155.
— brachystachya *Bth.* II, 156.
— bracteosa 855.
— Burchellii *K. Sch.** II, 155.
— cordata 855.
— cuyabensis *Kcke.* II, 155.
— cyclophylla *K. Sch.** II, 155.
— depressa 855.
— divaricata 855.
— foliosa 855.
— Friedrichsthaliana 855.
— gladioli *Makoy* II, 156.
— glumacea *v. Houtte* II, 156.
— leuconeura 855, 649.
— longipes *K. Sch.** II, 155.
— longiscapa 855.
— noctiflora 855.
— orbiculata *(Kcke.) K. Sch.* 855. — II, 155.
— parvifolia 855.
— phrynoides 855.
— picta *Bull.* II, 154.

Digitized by Google

Maranta pleiostachys *K. Sch.** II, 155.
— pluriflora *(Peters.) K. Sch.* 355. — II, 155.
— Pohliana 355.
— pruinosa *Regel* II, 156.
— pycnostachys *K Sch.** II, 155.
— pygmaea *Kcke.* II, 156.
— Ruiziana 355.
smaragdina *Linden* II, 155.
— truncata *Lk.* II, 154.
Marantaceae 354, 649, 650. — II, 153.
Marasmieae 28.
Marasmius 22, 29.
— alliatus *Schum.* 10.
— discopus *Massee** 29, 170.
— eriopus *Sacc. et Syd.** 170.
— excentricus *Massee* 170.
— hirtipes *Speg.* 170.
— Missangoensis *Pat.** 170.
— Myrciae *(Pat.) Sacc. et Syd.** 170.
— Oreades II, 375.
— perakensis *Sacc. et Syd.** 170.
— platensis *Speg.** 170.
— seminustus II, 367.
— tomentosipes *Peck** 170.
Marattia II, 689, 690, 691.
— alata II, 688.
— fraxinea II, 689.
Marattiaceae 603. — II, 684, 690, 691, 704, 762.
Marcgravia umbellata *L.* II, 292.
Marcgraviaceae 616.
Marchantia angusta *Steph.* 234.
— polymorpha 211, 228.
— — *var.* aquatica *Nees* 228.
Marchantiaceae 226.
Marchantites II, 745.
Margaretta distincta *N. E. Br.* II, 218.
Margotia gummifera *(Desf.) Lange* II, 572.
Mariopteris muricata II, 764.
Marrubium 614, 618.
— album II, 21.
— creticum *Miller* 605.
— nigrum II, 21.
— peregrinum 434.
— phrygium *Bornm.* II, 559.
— vulgare 417, 489, 530, 566.
Marsdenia 616, 518. — II, 310.
— condurango II, 54.
— guaranitica *Malme** 536. — II, 217.
Marsea boranensis *Sp. Moore** II, 224.
— celebris *Sp. Moore* II, 224.
— ruwenzoriensis *Spenc. Moore** II, 224.
Marsilia 615. — II, 688, 694, 701, 768.
— angustifolia *R. Br.* II, 716, 729.
— Drummondii *A. Br.* II, 716, 729.
— Brownii *A. Br.* II, 716, 729.
— hirsuta *R. Br.* II, 716, 729.
— oligospora *L. N. Goodding** II, 721, 730.
— quadrifolia II, 708.
— uncinata II, 718.
— vestita II, 703.
Marsiliaceae II, 701.
Marsonia *Fischer* 42.
— Delastrei 78.
— Juglandis *Sacc.* 10. — II, 370.
— Secalis *Oud.* II, 374.
— Staritzii *Bres.** 170.
Marsupella badensis *Schffn.* 225.
— commutata 218.
— condensata *Kaal.* 222.
Marsupella sphacelata 218.
— ustulata *(Hüben.) Spr.* 220.
Martinezia bicuspidata 527.
Martynia II, 448.
Mascagnia 537.
— — *sect.* Dipteris 537.
— Buchii *Urb.** II, 180.
— cordifolia 537.
— — *var.* cinerascens 537.
— Malmeana *Skottsbg.** 537.
Mascurenhasia 547. — II, 55, 826.
— elastica *K. Sch.* 659. — II, 830, 888.
Masdevallia elephanticeps 539, 651.
— paulensis *Barb. Rodr.** II, 159.
— Schroederiana 651.
Massaria inquinans *(Tode) Fr.* II. 372.
— Ulmi P. 171.
Massariaceae 14.
Massariella acerina *Sacc. et Syd.** 170.
Massospora cicadina *Peck* II, 378.
Mastigobryum 235.
— decrescens *L. L.* 235.
— intermedium *Gott.* 234.
— triangulare *Schl.* 230.
— trilobatum 230.
Mastigocladus II, 95, 109.
— flagelliformis *Schmidle* II, 109.
— laminosus II, 108.
Mastigolejeunea 235.
— auriculata *(W. et H.) Schiffn.* 232.
Mastigophora II, 100.
— diclados *(Endl.) Steph.* 235, 236.
Mastogloia II, 597, 599.
— Andrussowii *Pant.** II, 609.
— Balatonis *Pant.** II, 609.

Digitized by Google

Mastogloia binotata II, 596, 599.
— fimbriata II, 596, 599.
— Smithii II, 597.
— trachyneis *Mer.** II, 609.
Mastogloieae II, 600.
Mastopora II, 770.
Matayba arborescens *Radlk.** II, 50.
— clavelligera *Radlk.** II, 206.
— guianensis *Radlk.* II, 50.
— heterophylla *Radlk.* II, 50.
— juglandifolia *Radlk.* II, 50.
— purgans *Radlk.* II, 50.
— sylvatica *Radlk.* II, 50.
Matisia paraensis *Hub.** II, 166.
Matonia II, 688.
— pectinata *R. Br.* II, 687.
Matricaria Chamomilla 439, 440. — II, 449.
— discoidea 348, 398, 480, 431, 482, 466, 497, 514.
— inodora 418, 625.
— — *var.* salina 413.
Matthiola 548, 618.
— Erlangeriana *Engl.** II, 169.
— Rivae *Engl.** II, 169.
— tricuspidata 489. — II, 470.
— tristis *L.* 488. — II, 527.
Mauritia 534.
Maxillaria fructiflexa 539, 651.
— rufescens P. II, 416.
— scurrilis 651.
Mayaca 651.
— Baumii *Gürke** 651.
— fluviatilis 518.
Mayacaceae 609, 651.
Maytenus aquifolium 588.
— boaria 566.
— ilicifolia 538.
Mazus stachydifolius 501.
Mecinus II, 524.
— collaris *Germ.* II, 574.
— collinus *Gyll.* II, 524.
— dorsalis *Aubé* II, 566, 572.
— pyraster *Herbst* II, 574.
Meconopsis horridula 491.
— integrifolia 491.
Medeola II, 661.
— aculeata *L.* II, 241.
Medicago 613. — II, 480. 799.
— apiculata *Willd.* 487.
— — *var.* confinis 487.
— arabica 408.
— denticulata P. 204.
— falcata 488, 467, 487.
— — *var.* microphylla *Cos. et Ausb.* 487.
— glandulosa *Velen.** II, 177.
— intertexta 416.
— litoralis 427.
— lupulina *L.* 412. — II, 32. — P. II, 874, 387.
— marina 487.
— media *Pers.* II, 553.
— minima *L.*
— praecox 391.
— rugosa 391.
— sativa *L.* 384, 399. — II, 499, 884. — P. 94. — II, 887.
— secundiflora *Dur.* 485.
Medullosa II, 750.
Medulloseae II, 704.
Megalonectria 25.
Megalopteris II, 779.
Meibomia axillaris 584.
Melaleuca fulgens 698.
Melampsora 109. — II, 398.
— Abieti-Capraearum *Tubeuf** 121, 170. — II, 404.
— Allii-Fragilis *Kleb.* 114. — II, 894.
— Allii-populina *Kleb.** 114, 170. — II, 394.
— Allii-Salicis albae *Kleb.** 114, 170. — II, 394.
Melampsora Amygdalinae *Kleb.* 115. — II, 895.
— coleosporioides *Diet.** 110, 170.
— epiphylla *Diet.** 110, 170.
— farinosa *(Pers.) Schroet.* 110.
— Galanthi-Fragilis *Kleb.* 114. — II, 894.
— humilis *Diet.** 110, 170.
— Hypericorum 78.
— Larici-Capraearum *Kleb.* 115. — II, 895.
— Larici-Daphnoides *Kleb.* 115. — II, 894.
— Larici-epitea *Kleb.* 115. — II, 894, 895.
— Larici-Pentandrae *Kleb.* 115. — II, 895.
— Larici-populina *Kleb.* 115. — II, 895.
— Larici-Tremulae *Kleb.* 115. — II, 895.
— Lini *(DC.) Tul.* II, 370, 387.
— microsora *Diet.** 110, 170.
— mixta 41.
— pinitorqua *Rostr.* 115. — II, 895.
— populina *(Jacq.) Lév.* 88. — II, 898.
— Ribesii-Auritae *Kleb.* 115. — II, 894.
— Ribesii-Purpureae *Kleb.* 115. — II, 894.
— Ribesii-Viminalis *Kleb.* 115. — II, 894.
— punctiformis II, 398
— Rostrupii *Wagner* 115. — II, 895.
— Salicis-albae *Kleb.* II, 894.
— Salicis-Capreae *(Pers.) Wint.* 88. — II, 898.
— Tremulae *Tul.* 10, 110.
— Vacciniorum II, 376.
Melampsorella 112, 119.
— Arenariae II, 875.

Digitized by Google

Melampsorella Aspidiotus II, 398.
— Caryophyllacearum *(DC.)* 111, 112. — II, 404.
— Cerastii II, 395.
— Feurichii *P. Magn.** 119. — II, 728.
— Kriegeriana II, 398.
— Polypodii II, 398.
Melampsoridium Alni *(Thüm.) Diet.* 110.
Melampyrum 613, 624. — II, 291, 443, 471, 482, 488.
— arvense 424.
— barbatum *W. K.* 435.
— nemorosum *L.* 482.
— paludosum 419.
— pratense II, 269.
— roseum 501.
— silvaticum 407, 408, 409, 414, 441, 449. — II, 269.
Melananthus dipyrenoides P. 135.
Melanconidaceae 14.
Melanconieae 22, 24, 26, 27, 28, 42. — II, 368, 419.
Melanconiella obruta *(Ell. et Ev.) Sacc. et Syd.** 170.
Melanconis abrupta *Ell. et Ev.* 170.
— nyssaegena *Ell. et Ev.** 170.
Melanconium *Lk.* 42. — II, 368.
— bambusarum *Penz. et Sacc.** 170.
— Cavarae *Montem.* 159.
— profundum *Penz. et Sacc.** 170.
— quercinum *Oud.** 170.
— saccharinum *Penz. et Sacc.** 170.
Melandryum 612, 618.
— album P. 197. — II, 483.
— apetalum II, 439.
— involucratum II, 440.
Melandryum pratense 413. — P. II, 393.
— rubrum 398, 413, 424.
Melanochyla II, 46.
Melanogaster ambigua *Tul.* 99.
— variegata *Tul.* 99.
Melanomma 25.
Melanommaceae 28.
Melanopus marasmioides *Pat.** 24, 170.
— tunetanus *Pat.** 30, 170.
Melanopsichium 104.
Melanorhoea II, 46.
— laccifera II, 829.
Melanosciadium *Boissieu* N. G. II, 208.
— pimpinelloideum *Boissieu** II, 208.
Melanospora 25.
— discospora *Mass. et Salm.* 13.
— Setchellii *(Harkn.) Sacc. et Syd.** 170.
— theleboloides *(Fuck.) Wint.* 34.
Melanosporites II, 756.
Melanostroma *Cda.* 42.
Melanthera acuminata *Spenc. Moore** II, 224.
— deltoidea 531.
Melasmia Parinarii *P. Henn.** 30, 170.
Melastoma polyanthum II, 592, 593.
Melastomaceae 341, 540, 544, 545, 615, 616, 690, — II, 182. — P. 187, 197.
Melastomites II, 769.
— Druidum *Ung.* II, 769.
— Euganea II, 769.
— quinquenervis *Heer* II, 769.
Melhania amboensis *Schz.** II, 207.
— Kelleri *Schz.** II, 207.
— rupestris *Schz.** II, 207.
— serrata *Schz.** II, 207.
Melia Azedarach *L.* II, 47. — P. 44, 175. — II, 364, 365.
Meliaceae 552, 613, 690. — II, 22, 47, 184.
Melica altissima 402.
— pirifera *Hack.** II, 149.
— uniflora 339, 418, 452.
Melilotus 435, 686. — II, 470. — P. II, 370.
— adriaticus 686.
— albus *Desc.* 347, 447, 465. — II, 534. — P. 186.
— coeruleus 398.
— italicus 413.
— macrorrhizus *Koch* 686. — II, 534.
— — *var.* halophilus *Borb.* 686.
— — *var.* helobios *Borb.* 686.
— parviflorus 431, 566.
Melinis monachne *(Trin.) Pilger** II, 149.
Meliococca bijuga *L.* II, 50.
— lepidopetala *Radlk.* II, 50.
Meliola Anacardii *A. Zimm.** 44, 170. — II, 365, 366.
— Citri *Sacc.* II. 372.
— Penzigi *Sacc.* II, 371.
— pseudopezizoides 171.
— violacea 171.
— — *var.* bispora *Rehm* 171.
— — *var.* gigantospora *Rehm* 171.
Meliosma myriantha *Sieb. et Zucc.* 703.
Melissa officinalis 465.
Melittosporiopsis minor *(Rehm) Sacc. et Syd.** 171.
— bispora *(Rehm) Sacc. et Syd.** 171.
— gigantospora *(Rehm) Sacc. et Syd.** 171.
Mellera submutica 656.
— — *var.* grandiflora 656.

Digitized by Google

Melobesia II, 188.
— Corallinae *Cr.* II, 110.
— coronata *Rosan.* II, 188.
— — *f.* zonata *Fosl.** II, 188.
— Cymodoceae II, 188.
— marginata *Setch. et Fosl.** II, 188, 141.
— rugulosa *Setch. et Fosl.** II, 188, 141.
— triplex *Heydrich** II, 141.
— zonalis II, 188.
— zostericola II, 188.
Melobesieae II, 182.
Melocactus 849, 866, 545.
— humilis 666.
Melocanna bambusoides *Trin.* 605, 644.
Melogrammaceae 14.
Melophia *Sacc.* 41.
Melosira II, 598, 602, 606, 737.
— crenulata II, 599.
— distans *Ehrh.* II, 599, 737.
— moniliformis II, 604.
— varians II, 604. — P. 96, 186.
Menabea venenata *H. Br.* 547. — II, 876.
MenadeniumDeistelianum *Krzl.** II, 159.
— Kegelii *(Rchb.) Cogn.** II, 159.
— labiosum *(L. C. Rich.) Cogn.** II, 159.
— Lindenii *(Rolfe) Cogn.** II, 159.
Meniscium *Schreb.* II, 717.
Menispermaceae II, 47, 279.
Menispermum 612.
-- canadense 891.
Menonvillea patagonica *Spegazz.** II, 169.
Mentha 864, 612, 684.
— alopecuroides 467.
— aquatica 642.
— canadensis 501.
Mentha dahurica 501.
— erinoides *Heldr.** II, 281.
— mollissima *Borkh.* II, 551.
— piperita 425.
— Pulegium 425.
— Scholtzii 479.
— silvestris *L.* II, 559.
Mentzelia chilensis 529.
— chrysantha *Engelm.* II, 179.
— decapetala *Urb. et Gilg* II, 179.
— densa *Greene* II, 179.
— floridana P. II, 898.
— perennis *Woot.* II, 179.
— pumila *Torr. et Gr.* II, 179.
— Rusbyi *Woot.* II, 179.
— speciosa *Osterh.* II, 179.
Menyanthes 612, 618. — II, 810.
— pumila *Douglas* II, 239.
— trifoliata *L.* 626.
Menziesia pilosa 679.
Merceya latifolia *Kindb.* 288.
— termala *Fl.** 258, 258.
Mercurialis 612. — P. 115.
— annua *L.* 418, 466. — II, 584, 572.
— leucocarpa P. 205.
— perennis *L.* 424, 484. — P. 871.
Merisma candida *Schw.* 122, 202.
Merismopedium glaucum II, 111.
— — *var.* punctatum II, 111.
Mertensia II, 768.
— alaskana *Eastwood** II, 220.
— dahurica 501.
— coriacea *Aven Nels.** II, 220.
— coronata *Aven Nels.** II, 220.
— maritima II, 440.
Mertensia primuloides *C. B. Clarke* 882, 490.
Merulius II, 406.
— Corium *(Pers.) Fr.* II, 872.
— lacrymans *(Wulf.) Fr.* 89, 90. — II, 872, 405, 406.
— niveus *Quél.* 8.
Meryta Senfftiana 608. — II, 466, 467.
Mesembryanthemeae 601.
Mesembryanthemum 485, 614, 615. — II, 628.
— acinaciforme *L.* 484, 488. — II, 848.
— australe II, 445.
— cordifolium 892.
— crystallinum 408.
— glaucum 479.
— Mahonii *N. G. Br.** 657. — II, 164.
— racemosum *N. G. Br.** 657. — II, 164.
Mesniera *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 171.
— Rottlerae *(Racib.) Sacc. et Syd.** 171.
Mesocarpus II, 89.
Mesochlaena *R. Br.* II, 717.
Mesotaenium II, 124.
Mesothrips chavicae *Zimm.** II, 592.
— Jordani *Zimm.** II, 598.
— parva *Zimm.** II, 592.
— Uzeli *Zimm.** II, 592.
Mespilus germanica 702. — II, 494.
Mesua II, 55.
Metasphaeria Carveri *Ell. et Ev.** 88, 171.
— chartarum *Sacc. et Syd.** 171.
— Ipomoeae *Ell. et Ev.** 171.
— Maximiliana *Ell. et Ev.* 88.
— sanguinea *Ell. et Ev.** 171.

Digitized by Google

Metasphaeria subseriata *Ell. et Ev.** 171.
— Taxi *Oud.* II, 378.
— taxicola *Peck* 9.
— Washingtoniae *Earle** 171.
Meteoriopsis reclinata (*Mitt.*) *Fl.* 253.
— squarrosa (*Hook.*) *Fl.* 253.
Meteorium 234.
— amoenum *Th. et Mitt.* 253.
— chlorodiclados *Fl.** 253, 258.
— dicladioides *C. Müll.* 241.
— Husnoti *Schpr.* 243.
— Kiusiuense *Broth. et Par.** 234, 258.
— Kurzii *Bosch et Lac.* 253.
— rutilans *Bosch. et Lac.* 253.
— squarrosulum *Fl.** 253, 258.
Methonica II, 824.
Metrosideros 618.
— elegans *Beauv.* II, 182.
— lucida II, 439, 440.
— spuria *Rumph.* II, 210.
Metzgeria 222.
— alpina *Schpr.* 214.
— Dussiana *Steph.** 260.
— furcata (*L*) *S. O. Lindb.* 237.
— Wattsiana *Steph.** 238, 260.
Meum adonidifolium 712.
— athamanticum 408, 409, 414.
— mutellina 415.
Mezzettia parviflora *Becc.** II, 165.
Miadesmia membranacea *Bertrand* II, 738.
Miarus campanulae *L.* II, 524, 535.
Michelia II, 55.
— fuscata 689.
Miconia crocea 329.
— Theresae *Cogn.** II, 182.
Micrampelis lobata *Gr.* II, 484.
Micrasterias II, 124.
— urniformis *West** II, 141.
Microchites napeensis II, 890.
Microascus 133.
— nidicola *Mass. et Salm.* 18.
— variabilis *Mass. et Salm.* 13, 40.
Microcera Massariae *Sacc.* 171.
— — *subsp.* ulmicola *Sacc.** 171.
Micrococcus 97, 272, 290, 302, 308, 316.
— aquatilis albissimus *Rigler** 316.
— candicans 316.
— catarrhalis 328.
— expressus *Weiss** 320.
— fulvus *Weiss** 320.
— glandulosus *Weiss** 320.
— granulatus *Weiss** 320.
— irregularis *Weiss** 320.
— lanceolatus 289.
— minimus *Weiss** 320.
— mucilaginosus *Weiss** 320.
— phosphoreus *Cohn* 313. — II, 633.
— piliformis *Weiss** 320.
— Pneumoniae 278.
— pulcher *Weiss** 320.
— radiatus 318.
— regularis *Weiss** 320.
— roseus 309, 316.
— subluteus *Weiss** 320.
— sulfureus 316.
— tener *Weiss** 320.
— umbilicatus *Weiss** 320.
— vesicosus *Weiss** 320.
— vulgaris *Weiss** 320.
Microcoleus chtonoplastes *Thur.* II, 134.
Microdictyon II, 105.
Microdiplodia *F. Tassi* N. G. 132, 171.
— Agaves (*Niessl*) *F. Tassi** 171.
— ascochytula (*Sacc.*) *F. Tassi** 171.
— asterigmatica (*Vestergr.*) *F. Tassi** 171.
— Asterisci (*Pat.*) *F. Tassi** 171.
— Beckii (*Baeuml.*) *F Tassi** 171.
— beticola (*Prill. et Delacr.*) *F. Tassi** 171.
— Boyeri (*Sacc. et Syd.*) *F. Tassi** 171.
— Boyeriana *F. Tassi** 171.
— brachyspora (*Sacc.*) *F. Tassi** 171.
— Cacti (*Roll.*) *F. Tassi** 171.
— Caesii (*Boy. et Jacz.*) *F. Tassi** 171.
— Calami (*Niessl*) *F. Tassi** 171.
— Calycotomes (*Roll.*) *F. Tassi** 171.
— Celottiana (*Sacc.*) *F. Tassi** 171.
— celtidigena (*Ell. et Barth.*) *T. Tassi** 171.
— centrophila (*Pass.*) *F. Tassi** 171.
— cisticola (*Brun.*) *F. Tassi** 171.
— citricola (*Mc Alp.*) *F. Tassi** 171.
— clavispora (*Ell. et Barth.*) *F. Tassi** 171.
— clematidea (*Sacc.*) *F. Tassi** 171.
— compressa (*Ell. et Barth.*) *F Tassi** 171.
— consociata (*B. et C.*) *F. Tassi** 172.
— consors (*B. et Br*) *F. Tassi** 172.
— conspersa (*Schw.*) *F. Tassi** 172.

Digitized by Google

Microdiplodia cupressina (*Cke.*) *F. Tassi** 172.
— Dearnessii *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 172.
— Deodarae *(Thüm.) F. Tassi** 172.
— Fabianae *F. Tassi** 172.
— fructigena (*P. Brun.*) *F. Tassi** 172.
— galbulorum (*P. Brun.*) *F. Tassi** 172.
— Gayii (*Boy. et Jacz.*) *F. Tassi** 172.
— genistarum (*Cke.*) *F. Tassi** 172.
— Haplopappi (*Allesch.*) *F. Tassi** 172.
— Harknessi *(Sacc.) F. Tassi** 172.
— hedericola *(Sacc.) F. Tassi** 172.
— Helichrysi *(Pass.) F. Tassi** 172.
— imperialis (*Sacc.*) *F. Tassi** 172.
— inconspicua *(Cke.) F. Tassi** 172.
— infuscans (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 172.
— Linderae (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 172.
— malaccensis *F. Tassi** 172.
— microscopica (*Cke. et Harkn.*) *F. Tassi** 172.
— microspora *(B. et C.) F. Tassi** 172.
— microsporella *(Sacc.) F. Tassi** 172.
— minor *(Syd.) F. Tassi** 172.
— minuscula *(Penz. et Sacc.) F. Tassi** 172.
— minuta *(Ell. et Tracy) F. Tassi** 172.
— Morreniae *(Syd.) F. Tassi** 172.
— myriospora *(Sacc.) F. Tassi** 172.
Microdiplodia Narthecii (*S. B. R.*) *F. Tassi** 172.
— obsoleta (*Karst.*) *F. Tassi** 172.
— osyridella (*Tassi*) *F. Tassi** 172.
— Otthiana *F. Tassi** 172.
— papillosa *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 172.
— perpusilla (*Desm.*) *F. Tassi** 172.
— phyllodiorum *(Penz. et Sacc.) F. Tassi** 178.
— Pittosporum (*Sacc.*) *F. Tassi** 178.
— Platani (*Tassi*) *F. Tassi** 178.
— Psoraleae *(Cast.) F. Tassi** 178.
— Pterocarpi *(Cke.) F. Tassi** 178.
— pusilla (*Sacc. et Briard*) *F. Tassi** 178.
— resurgens *(C. et Harkn.) F. Tassi** 178.
— Rosae *(B. et C.) F. Tassi** 178.
— Rusci *(Sacc. et Thüm.) F. Tassi** 178.
— samararum (*Brun.*) *F. Tassi** 178.
— sambucicola (*F. Fautr.*) *F. Tassi** 178.
— Sassafras *(Tr. et Earle) F. Tassi** 178.
— Secalis (*Lib.*) *F. Tassi** 178.
— Seminulum *(Pat.). F. Tassi** 178.
— Sidae (*Pass. et Beltr.*) *F. Tassi** 178.
— spiraeicola *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 178.
— Sterculiae (*Tassi*) *F. Tassi** 178.
— Tanaceti (*Karst. et Har.*) *F. Tassi** 178.
— Thalictri (*E. et D.*) *F. Tassi** 178.
Microdiplodia thalictricola *(Syd.) F. Tassi** 178.
— Thymeleae *(Pat.) F. Tassi** 178.
— Tylostomatis *(Pat.) F. Tassi** 178.
— uvicola (*Speschn.*) *F. Tassi** 178.
— vineae (*Pass. et Beltr.*) *F. Tassi** 178.
Microgenetes Cumingii 529.
Microglossa Elliotii *Spenc. Moore** II, 224.
Microglossum Shiraianum *P. Henn.** 28, 178.
Microlejeunea bullata (*Tayl.*) 282.
— Cardoti (*Steph.*) 282.
— lucens (*Tayl.*) 282.
— Ruthii *Evans** 282, 260.
— ulicina (*Tayl.*) *Spr.* 287.
Microlonchus salmanticus P. 191.
Micromeles alnifolia (*S. et Z.*) *Koehne* 882.
Micropeltis 29.
— coffeicola *P. Henn.** 178.
— maculata (*Cke. et Mass.*) 196.
— — *var.* Bromeliacearum *Rehm* 196.
— Schmidtiana *Rostr.** 29, 178.
Micropus erectus *L.* 439, 672.
Microseris 678.
— Aliciae *Gr.** II, 224.
— atrata *Gr.** II, 224.
— Bigelowii *Gr.** II, 224.
— breviseta *Gr.** II, 224.
— callicarpha *Gr.** II, 224.
— campestris *Gr.** II, 225.
— castanea *Gr.** II, 224.
— cognata *Gr.** II, 225.
— conjugens *Gr.** II, 224.
— furfuracea *Gr.** II, 224.
— insignis *Gr.** II, 224.

Digitized by Google

Microseris leiosperma *Gr.** II, 224.
— leucocarpha *Gr.** II, 224.
— maritima *Gr.** II, 225.
— melanocarpha *Greene** II, 224.
— obtusata *Gr.** II, 225.
— oligantha *Gr.** II, 224.
— parvula *Gr.** II, 224.
— picta *Gr.** II, 224.
— proxima *Gr.** II, 224.
— pulchella *Gr.** II, 224.
— stenocarpha *Gr.** II, 225.
— tenuisecta *Gr.** II, 224.
Microspora II, 113, 115.
— quadrata *Hazen** II, 141.
— tumidula *Hazen** II, 141.
Microsporaceae II, 113.
Microsphaera 7.
— Alni (*Wallr.*) *Salm.* 33.
— Baeumleri *P. Magn.* 12.
— Evonymi 7.
— — *var.* borealis *Serb.** 7.
— Grossulariae II, 875.
— penicillata 7.
Microsporum 74, 75.
— minutissimum 75.
Microsticta *Desm.* 42.
Microstroma album (*Desm.*) *Sacc.* 30, 161.
— Juglandis *Sacc.* 10. — II, 370.
Microstylis amplexicaulis *Bail.** II, 159.
— Bernaysii *F. v. M.** II, 159.
— congesta *Rchb.* II, 159.
— monophyllos 399, 431, 502, 508.
— ophioglossoides 508.
Microthamnion II, 115.
Microthamnium *Mitt.* 252.
Microthamnium *Näg.* 252.
— flexile *R. C.* 235.
— — *var.* fusco-alare *R. C.* 235.
Microthelia analeptoides *Bagl.* II, 63.
Microthyriaceae 26, 27.
Microthyrites II, 756.
Microthyrium cantareirense *P. Henn.** 26, 173.
— Melastomaceae *P. Henn.** 26.
Microula sikkimensis 495.
— tibetica 495.
Micruratea *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— cassinifolia (*P. DC.*) *v. Tieghem** II, 187
— Glaziovii *v. Tiegh.** II, 187.
— microdonta (*Benth.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— pygmaea *v. Tiegh.** II, 187.
— violacea *v. Tiegh.** II, 187.
Midotiopsis *P. Henn.* N. G. 25, 173.
— bambusicola *P. Henn.** 25, 173.
Midotis 25.
Miersia Rusbyi *Bak.** II, 153.
Mikania P. 155.
— amara *Spr.* II. 225.
— ambigens *Urb.** II, 225.
— attenuata *Rich.* II, 225.
— laxa 538.
— oopetala *Urb.** II, 225.
— pentstemonioides 538.
— phyllopoda P. 150.
— polycephala *Urb.** II, 225.
— scandens 538, 559.
— trinitaria *Gris.* II, 225.
— tripartita *Urb.** II, 225.
Milchsäurebakterien 268, 309.
Mildea hydrocotylifolia *Gris.* II, 197.
Milium 612.
— effusum 464. — P. 112.
— paradoxum 484.
Milium tenellum *Cav.* II, 148.
Milla andicola 565.
Millettia atite *Harms** II, 177.
— bipindensis *Harms** II, 178.
— Bussei *Harms** II, 178.
— congolensis *Wild. et Dur.** II, 177.
— Conraui *Harms** II, 177.
— ferruginea 558.
— hypolampra *Harms** II, 178.
— makondensis *Harms** II, 178.
— pachycarpa *Hook.* 685.
— sericea II, 47.
Milzbrandbacillus 292.
Mimosa 615. — II, 259, 465, 483, 684.
— floribunda 528.
— polycarpa II, 483.
— pudica 528, 543. — II, 259.
— Spegazzinii 685.
— striata (*Bth.*) *Speg.** II, 175.
— tandilensis *Speg.** II, 175.
— uruguensis 685.
Mimosaceae II, 483.
Mimusops II, 826.
— balata II, 55, 885.
— globosa II, 894.
— Langenburgiana 557.
Mimulus 523.
— Biolettii *Eastwood** II, 239.
— membranaceus *Aven Nelson** II, 239.
— moschatus 416.
— ringens *Meeh.* 705.
Minkelersia 533, 534.
— biflora 531, 685.
Mirabilis II, 318.
— Jalapa *L.* II, 318.
— — *var.* alba II, 318.
— — *var.* gilva II, 318.

Digitized by Google

Mirabilis longiflora II, 818.
— nyctaginea 847.
Mischocarpus fuscens *Blume* II, 592.
Mitella acerina *Makino** II, 206.
Mitrasacme palustris *Fitzgerald** II, 281.
Mitrephora rimosipes *Lév.* 12.
Mittenothamnium *P. Henn.* 252.
Mniadelphus Geheebii *Hpe.* 241.
Mniodendron Kowaldi *C. Müll.** 258.
— nanum *C. Müll.** 258.
— parvum *C. Müll.** 258.
— pygmaeum *C. Müll.** 258.
Mniopsis Johnsonii *Wight* II, 198.
Mnium 212. — II, 661.
— Blyttii *Br. eur.* 281.
— fissum *L.* 252.
— hymenophylloides *Hüben.* 281.
— punctatum 218, 227.
— — *var.* anceps *Card. et Ther.** 218.
— — *var.* macrophyllum *Warnst.* 228.
— rostratum *Schrad.* 216.
— — *var.* elatum *Schlieph.** 216.
— rugicum *Laurer* 228.
— stellare 217.
— subglobosum *Br. eur.* 228.
— undulatum II, 278.
— voxense *Besch.* 284.
Moelleroclavus *P. Henn.* N. G. 25, 178.
— Penicilliopsis *P. Henn.** 25, 173.
Moellerodiscus *P. Henn.* N. G. 25, 178.
— Brockesiae *P. Henn.** 25, 178.
Moenchia 849, 387, 608.
Moenchia mantica 887, 488, 658.
— — *var.* bulgarica 668.
— — *var.* graeca 668.
— — *var.* serbica 668.
— octandra 887, 477, 480, 481, 668.
— quaternella 887, 668.
— — *var.* macrior 668.
— — *var.* nana 668.
— — *var.* normalis 668.
Moehringia 667.
— bavarica 667.
— diversifolia *Doll.* 426. — II, 710.
— lateriflora 456.
— Malyi *Hayek** 667. — II, 166.
— Tommasinii 667.
— trinervia P. 115, 194. — II, 895.
Moerckia Blyttii *Gottsche* 225.
— Flotowiana 226.
Mogiphanes glauca P. 120, 204.
Molendoa *Lindb.* 289.
— Sendtneriana *Br. eur.* 281.
Molinia 396.
— coerulea *Mnch.* 626. — II, 505.
Mollia Haggartii *Stirt.** 222, 258.
Mollinedia chrysolaena *Perk.** II, 182.
— costaricensis *Donn.** II, 182.
— costaricensis *Perk.** II, 182.
— Pinchotiana *Perk.** II, 182.
Mollisia 25.
— alabamensis *Ell. et Ev.** 178.
— bromeliicola *P. Henn.** 25, 174.
— nervicola *Gill.* 12.
— obconica *Penz. et Sacc.** 174.
Mollisia orbilioides *Penz. et Sacc.** 174.
— viridulo-mellea *Penz. et Sacc.** 174.
Mollisiaceae 7, 14, 28.
Molluginaceae 469.
Mollugo verticillata 502.
Momordica charantia 580. — II, 510.
— involucrata *E. Mey.* II, 510.
Mompha decorella II, 570.
— divisella *Wocke* II, 521.
Monadenium Goetzei 558.
Monanthochloe australis *Speg.** II, 149.
Monarda menthaefolia *Meeh.* 688.
— punctata 428.
— stricta *Woot.* II, 485.
Monardella 684.
— lanceolata 525.
— odoratissima 524.
Monas II, 99.
Monelasmum *v. Tiegh.* N. G. II, 187.
— acutum *v. Tiegh.** II, 188.
— andongense *v. Tiegh.** II, 187.
— angustifolium *v. Tiegh.** II, 187.
— bolamense *v. Tiegh.** II, 188.
— Chevalieri *v. Tiegh.** II, 188.
— costatum *v. Tiegh.** II, 188.
— discolor *v. Tiegh.** II, 187.
— djallonense *v. Tiegh.** II, 187.
— Dybovskii *v. Tiegh.** II, 188.
— Dupuisii *v. Tiegh.** II, 187.
— elegans *v. Tiegh.** II, 187.
— Engleri *v. Tiegh.** II, 188.

Digitized by Google

Monelasmum flavum (*Schum. et Thonn.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— flexuosum *v. Tiegh.** II, 188.
— fuscum *v. Tiegh.** II, 187.
— glaucum *v. Tiegh.** II, 188.
— glomeratum *v. Tiegh.** II, 187.
— Henriquesii *v. Tiegh.** II, 188.
— Heudelotii *v. Tiegh.** II, 187.
— Hiernii *v. Tiegh.** II, 187.
— interruptum *v. Tiegh.** II, 187.
— Klainei *v. Tiegh.** II, 188.
— konakrense *v. Tiegh.** II, 188.
— Lecomtei *v. Tiegh.** II, 188.
— Lervyanum *v. Tiegh.** II, 187.
— Maclaudii *v. Tiegh.** II, 188.
— macrocarpum (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— macrophyllum *v. Tiegh.** II, 188.
— Marquesii *v. Tiegh.** II, 188.
— micranthum (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— Molleri *v. Tiegh.** II, 188.
— nutans *v. Tiegh.** II, 187.
— Paroissei *v. Tiegh.** II, 188.
— persistens *v. Tiegh.** II, 188.
— plicatum *v. Tiegh.** II, 187.
— Pobeguinii *v. Tiegh.** II, 188.
— Poggei *v. Tiegh.** II, 187.
Monelasmum pungens *v. Tiegh.** II, 188.
— reticulatum (*P. de Beauv.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— Schweinfurthii *v. Tiegh.** II, 187.
— setigerum *v. Tiegh.** II, 188.
— Souzaei *v. Tiegh.** II, 188.
— spiciforme *v. Tiegh.** II, 188.
— squamosum (*P. DC.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— strictum *v. Tiegh.** II, 187.
— sulcatum *v. Tiegh.** II, 188.
— Thoirei *v. Tiegh.** II, 188.
— thomense *v. Tiegh.** II, 188.
— Turnerae (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— umbricola (*Engl.*) *v. Tiegh.** II, 188.
— viride *v. Tiegh.** II, 188.
— Vogelii (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 187.
— Zenkeri *v. Tiegh.** II, 188.
Monilia 56, 76, 79, 131. — II, 375, 409.
— candida 63, 65.
— cinerea *Bon.* 79, 132. — II, 409.
— fructigena (*Pers.*) 31, 79, 83, 91, 132. — II, 360, 368, 369, 372, 379, 409.
— geophila *Oud.** 174.
— Glasti *Plowr.* 12.
— humicola *Oud.** 174.
— javanica 67.
— Koningi *Oud.** 174.
— Kusanoi *P. Henn.** 28, 174.
— laxa *Sacc. et Vogl.* 31.
— Martini *S. et E.* 38.
— — *var.* incendiarium *E. et E.* 38.
Monilia olivacea *Mc Alp.** 31, 174.
— platensis *Speg.** 174.
— variabilis 55.
Monilites II, 756.
Monimiaceae 356, 616, 690, — II, 182.
Monnina denticulata 528.
— intermedia *Arech.** II, 198.
— oblongifolia *Arech.** II, 198.
— phytolaccaefolia 528.
— ramosissima *Arech.** II, 198.
— virescens *Arech.** II, 198.
— Wilczekiana *Chod.** II, 198.
Monochaetia *Sacc.* 42.
Monochaetum Hartwegianum 529.
— Lindenianum 529.
— lineatum 529.
— myrtoideum 529.
Monochoria 554.
— hastata 543.
— vaginalis 543.
Monodora angolensis 658.
— crispata 658.
— Grandidieri 658.
— grandiflora II, 883.
— Junodii 658.
— minor 658.
— myristica 658. — II, 883.
— Preussii 658.
— stenopetala 658.
— tenuifolia 658.
— Zenkeri 658.
Monoicomyces nigrescens *Thaxt.** 174.
— Oxypodae *Thaxt.** 174.
Monophrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— fasciculatum (*Prsl.*) *K. Sch.** II, 155.
Monophyllaea 620.
Monophyllanthe *K. Sch.* N. G. 650.
— oligophylla *K. Sch.** II, 155.

Digitized by Google

Monoporidium *v. Tiegh.* N. G. II, 188.
— cornutum *v. Tiegh.** II, 188.
Monoporus 698.
— Bakerianus (*O. Ktze.*) Mez 852. — II, 285.
— bipinnatus (*Bak.*) *Mez* 852. — II, 285.
— floribundus (*R. et Sch.*) *Mez.* 852. — II, 285.
— myrianthus (*Bak.*) *Mez.* 852. — II, 285.
— paludosus 852.
— spathulatus *Mez** II, 285.
Monosporium *Bon.* 28.
— silvaticum *Oud.** 174.
Monotagma *K. Sch.* N. G. 650.
— contractum *Hub.** II, 155.
— densiflorum (*Kcke.*) *K. Sch.** II, 155.
— exannulatum *K. Sch.** II, 155
— guianense (*Kcke.*) *K. Sch.** II, 155.
— laxum (*Poepp. et Endl.*) *K. Sch.** II, 155.
— Parkeri (*Rosc.*) *K. Sch.** II, 155.
— plurispicatum (*Kcke.*) *K. Sch.** II, 155.
— secundum (*Peters.*) *K. Sch.** II, 155.
— smaragdinum (*Linden*) *K. Sch.* II, 155.
Monotes africanus P. 80, 159.
— dasycanthus P. 80, 139.
Monotropa II, 807.
— californica *Eastwood** II, 287.
— glabra 408.
— Hypopitys 416, 478, 478.
— uniflora *L.* II, 270, 808.
— uniflora *Meeh.* 697.
Monotropaceae 478, 690.
Monsonia biflora 891.
Monstera 618.
— pertusa 527.
Montagnitaceae 80.
Montagnites 125.
— argentina *Speg.* 125.
— Candollei *Fr.* 125.
— Elliottii *Mass.* 125.
— Haussknechtii *Rabh.* 125.
— Pallasii *Fr.* 125.
— radiosus (*Pall.*) *Hollós* 125.
— tenuis *Pat.* 125.
Montbretia 626.
Montia 886, 626.
— Chamissonis 524.
— fontana II, 440, 441.
— rivularis 467.
— sarmentosa 459.
Montrichardia aculeata *Crüg.* 585, 641.
— arborescens 541, 554.
Mooria 546.
— artensis *Montrouz.** II, 182.
Moquinia polymorpha 588.
Moraceae 550, 612, 616, 690. — II, 47.
Moraea Arnoldiana *Wild.** II, 151.
— Verdickii *Wild.** 647. — II, 151.
Morchella 47, 100, 102.
— angusticeps 102.
— conica 102.
— deliciosa 102.
— distans 102.
— elata 102.
— esculenta 102.
— fusca 108.
— hybrida 108.
— patula 108.
— prierosa 102.
— rimosipes 108.
— semilibera 108.
— viridis *Leuba* 11.
Morenoella Marattiae *Racib.* II, 868.
— Nephrodii *Racib.* II, 868.
Morilla villica 11.
— — *var.* virescens *Quél.* 11.
Morina 688.
— Coulteriana 498.
— longifolia 677.
Morinda Candollei *Beauvis.* II, 288.
Morineae 688.
Moringa Hildebrandtii *Engl.** II, 182.
— longituba *Engl.** II, 182.
— pterygosperma II, 888.
— Ruspoliana *Engl.** II, 182.
Moringaceae II, 22, 182.
Mortierella humicola *Oud.** 174.
— isabellina *Oud.** 174.
— pusilla *Oud.** 174.
— subtilissima *Oud.** 174.
Morus II, 843. — P. 17.
— alba *L.* P. 178.
— indica P. 185, 204.
— nigra *L.* 502.
Moschopsis Leyboldii 566.
Moschosma multiflorum 559.
— riparium *Hochst.* 688.
Mosenodendron *R. E. Fries* 685.
Motandra 554.
— guineensis *Hiern* II, 215.
— pyramidalis *Stpf.** II, 215.
Mougeotia II, 89, 100, 107, 128.
— craterophora *Bohlin** II, 141.
— immersa *W. West** II, 128, 141.
Mouriria Helleri *N. L. Britton** 690. — II, 182.
Moutoniella *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 174.
— polita *Penz. et Sacc.** 174.
Mucedinaceae 26, 27, 28, 88.

Digitized by Google

Mucor 46, 64, 68, 70, 97. — II. 861, 877.
— **adventitius** *Oud.** 174.
— **alpinus** 65.
— **Cambodja** 67, 70.
— **dubius** *Wehm.* 34, 67.
— **erectus** *Bain.* 12, 43.
— **exitiosus** *Massee** 74, **174.**
— **geophilus** *Oud.** 174.
— **hiemalis** *Wehm.* 37, 304.
— **hygrophilus** *Oud.** 13, **174.**
— **javanicus** *Wehm.* 34, **67.**
— **locusticola** *Lindau* 34.
— **Mucedo** 36, 46, 55, 57, **58.**
— **neglectus** 65.
— **racemosus** *Fres.* 12, 40, **48, 46,** 65. — II, 977.
— **Rouxii** *(Calm.) Wehm.* **34, 67,** 70, 93, 97.
— **Saccardoi** *Oud.** 174.
— **speciosus** *Oud.** 13, **174.**
— **spinosus** *v. Tiegh.* 12.
— **stolonifer** 37, 46, 47, **51, 52, 54,** 55, 304.
Mucoraceae 7, 88.
Mucronella Ricki *Oud.** **174.**
Mucuna Blumei II, 47.
— **gigantea** II, 47.
— **Poggei** 559.
— **pruriens** II, 876.
— **urens** 528, 616. — II, **828, 876.**
— **utilis P.** 171.
Muellera moniliformis 554.
Muehlenbeckia platyclada **II, 443.**
— **sagittifolia** *Meissn.* II, **24, 25.**
Muehlenbergia dumosa *Scribn.* **II,** 150.
— — *var.* depauperata *Merr.* **II,** 150.
— **Duthieana** *Hack.** II, **149.**
Muehlenbergia polypogonoides *Hack.** II, 149.
— polystachya *Mackenz. et Bush** II, 149.
— Pringlei **P.** 206.
— Schmitzii *Hack.** II, 149.
— texana **P.** 206.
Muensteria II, 740.
Mulgedium 408, 613, 618. — II, 482.
— albanum 440.
— alpinum 408, 409, 414, 415, 419. — II, 482, 488. — **P.** 191.
— aureum **P.** 191.
— cacaliaefolium 440.
— macrophyllum **P.** 191.
— prenanthoides 440.
— sibiricum 501.
— tataricum 439, 440. — **P.** II, 400.
— Velenovskyi *Urumoff** II, 125.
Mulinum cryptanthum 566.
— lycopodioides *Speg.** II, 208.
— patagonicum *Speg.** II, 208.
— spinosum 566.
— Valentinii *Speg.** II, 208.
Munroa squarrosa **P.** 197.
Muraltia mixta 561.
Murracyteae 571. — II, 107.
Musa 557, 651. — II, 827, 865.
— borneensis *Becc.** II, 157.
— campestris *Becc.** II, 157.
— Cavendishii 499.
— Gilletii *De Wild* II, 841.
— glauca 651.
— hirta *Becc.** II, 157.
— microcarpa *Becc.** II, 157.
— paradisiaca *L.* **P.** 186.
Musa sapientum *L.* II, 865. — **P.** 143, 196. — II, 365, 366.
— silvestris II, 869.
— sinensis II, 525, 841.
— textilis II, 55, 829, 865.
— Wilsoni *Tutcher** 651. — II, 157.
Musaceae 617, 651. — II, 48, 157, 291, 444.
Musanga Smithii II, 833.
Muscari II, 481.
— botryoides 625.
— comosum *L.* 370, 415.
— Knauthianum 648.
— latifolium 647.
— neglectum *Guss.* II, 481.
— paradoxum 647.
— racemosum 415, 418. — II, 434.
— Ruppianum 648.
— tenuiflorum 648.
— — *var.* majus 648.
— — *var.* minus 648.
Mussaenda lanceolata *K. Sch.** 544. — II, 238.
Mutabea angustifolia *Hub.** II, 198.
— Chodatiana *Hub.** II, 198.
Mutisia **P.** 181.
— Clematis **P.** 189.
— dealbata 538.
— speciosa 538.
Myagrum perfoliatum 425, 468.
Mycena 29.
— cinerea *Mass.** 174.
— corticola *Schum.* 10.
— cuspidata *Massee** 29, 174.
— filopes *Bull.* 10.
Mycenastrum 127.
— Beccarii *Pass.* 126.
— chilense *Mont.* 126.
— clausum *Schulz.* 126.
— Corium *(Guers.) Desv.* 126, 127.
— — *f.* Sterlingii 127.
— fragile *Lév.* 126.

Digitized by Google

Mycenastrum leptodermeum *Dur.* 126.
— martinicense *Pat.** 24, 174.
— Ohiense *Ell. et Morg.* 125, 127.
— phaeotrichum *Berk.* 126.
— radicatum *Dur.* 126, 127.
— spinulosum *Peck* 126.
Mycocitrus 25.
Mycoderma 62, 316.
— Cerevisiae 68, 91.
Mycogala guadelupense *Pat.** 24, 174.
Mycogone echinulata *Penz. et Sacc.** 174.
— flava *A. Zimm.** 44, 174. — II, 865.
— Meliolae *Pat.* II, 865.
Mycomalus 25.
Mycosphaerella 180. — II, 418.
— cerasella *Aderh.* II, 418.
— panicicola *P. Henn.** 26, 175.
— Pericopsidis *P. Henn.** 26, 175.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 175.
— Ulmi *Kleb.** 180, 175,
Mycosphaerellaceae 14.
Mykosyrinx 104.
Myopites Frauenfeldi *Schin.* II, 572.
— inulae *Ros.* II, 584.
— Olivieri *Kieff.* II, 589, 572.
Myoporaceae 690.
Myoporum crassifolium II, 883.
— ellipticum P. 180.
— parvifolium 690.
— ternifolium II, 888.
Myosotidium nobile II, 445.
Myosotis 612. — II, 480, 488.
— antarctica II, 440.
— aspera *Velen.** II, 220.
Myosotis caespitosa 501.
— capitata II, 440.
— globularis 479.
— hispida 400.
— palustris *L.* 422, 612. 626. — II, 499, 544.
— pusilla 487.
— Rehsteineri *Wartm.* 418. — II, 471.
— repens 465.
— silvatica 418, 457, 459.
— sparsiflora 400.
— spathulata 564.
— stricta 427.
— versicolor 400, 481. — II, 446.
— vestita *Velen.** II, 220.
Myosurus 700.
— Heldreichii *Lév.** 700, — II, 200.
— minimus 625.
Myriangella *A. Zimm.* N. G. 44, 175. — II, 865.
— orbicularis *A. Zimm.** 44, 175. — II, 865.
Myriangiaceae 101.
Myriangiopsis *P. Henn.** N. G. 101.
— sulphurea (*Wint.*) *P. Henn.* 101.
Myriangium 101.
— argentinum (*Speg.*) *Sacc. et Syd.** 175.
— argentinum (*Speg.*) *P. Henn.* 101.
— Calami (*Racib.*) *P. Henn.* 101.
— japonicum *P. Henn.* 101.
— (Myriangina) mirabile *P. Henn.** 101, 175.
Myrianthus arboreus *P. B.* II, 868.
— Holstii 558.
Myrica 56, 850, 896, 691. — II, 768.
— sect. Cerophora 850.
— sect. Faya 850.
— sect. Morella 850.
— aethiopica 596.
— Burbanki 691.
Myrica cerifera 516. — P. 150, 158.
— comorensis 691.
— Curtissi 691.
— Dregeana 691.
— elliptica 691.
— esculenta 691.
— — *var.* tonkinensis 691.
— Funkii 691.
— glabrissima 691.
— japonica 691.
— javanica 841.
— myrtifolia 691.
— Nagi 499.
— nana 691.
— sapida 499.
Myricaceae 350, 612, 690.
Myricales 687.
Myricaria II, 491.
— elegans 492.
— germanica *Desv.* 418. 422.
— prostrata 492.
Myricomyia mediterranea *F. Löw.* II, 528.
Myrinia pulvinata (*Wahl.*) *Schpr.* 217.
Myrioblepharis paradoxa *Thaxt.* 94.
Myriogenospora Bresadoleana *P. Henn.** 25, 175.
Myriogyne minuta 501.
Myrionema faeroense *Börgesen** II, 141.
— speciosum *Börgesen** II, 141.
Myriophyllum 387, 611, 626. — II, 464, 756, 757.
— alterniflorum 466.
— spicatum 422.
— ussuriense 501.
— verticillatum 498.
Myriostoma 21, 22, 127.
— coliformis 127.
Myriotheca II, 767.
Myristica 616. — P. 178.
— fragrans *Houtt.* II, 53, 859. — P. 177.
— moschata II, 859.

Digitized by Google

Myristicaceae 636, 690. — II, 279.
Myrmecodia II, 488, 496, 502, 699.
— Dahlii *K. Sch.* II, 488.
— pentasperma *K. Sch.* II, 488.
Myrmedone 617.
Myrocarpus frondosus *Allem.* II, 483.
Myrosma 355.
— australis *K. Sch.** II, 155.
— cannifolia *L. fil.* 355. — II, 156.
— cuyabensis (*Kcke.*) *K. Sch.** 355. — II, 155.
— hexantha (*Poepp. et Endl.*) *K. Sch.** 355. — II, 165.
— Hoffmannii *K. Sch.** II, 155.
— membranacea (*Peters*) *K. Sch.** 355. — 155.
— nana *Bak.* II, 156.
— tenuifolia (*Peters*) *K. Sch.** 355. — II, 355.
— unilateralis (*Poepp. et Endl.*) *K. Sch.** 355. — II, 155.
Myrospermum frutescens II, 882.
Myrothamnaceae 613.
Myroxylon Pereirae II, 18, 53.
Myrrhis odorata 405.
Myrsine 612, 692. — II, 744. — P. 181.
— aerantha *Krug et Urb.* II, 235.
— africana *L.* 354, 691, 692. — II, 44.
— Macqueryzii 354.
— montana *A. DC.* II, 234.
— neurophylla 559.
— penduliflora *A. DC.* II, 234.
— semiserrata 353.
— Trinitatis *A. DC.* II, 235.
Myrsinaceae 341, 351, 609, 690. — II, 314. — P. 152.
Myrsinites 693.
Myrsinopsis 693.
Myrtaceae 340, 469, 540, 613, 614, 616, 693. — II, 182. — P. 173.
Myrtales 637.
Myrtiflorae 390, 638.
Myrtillus 445, 447.
Myrtus II, 465.
— communis P. 137.
Myurella apiculata 220.
— julacea 220.
— tenerrima 220.
Myxacium 20.
Myxobacteriaceae 95.
Myxoderma *Schmidle* N. G. II, 190.
— Goetzii *Schmidle** II, 109, 141, 190.
Myxomycetes 11, 12, 15, 16, 20, 21, 23, 24, 26, 36, 91. — II, 378.
Myxonema *Fries* II, 115.
Myxophyceae II, 95, 96.
Myxormia *B. et Br.* 42.
Myxosporella *Sacc.* 42.
Myxosporium *Lk.* 6, 42.
— abietinum *Rostr.* 6.
— alneum *Rostr.* 6.
— ambiguum *Sacc. et Flag.** 175.
— carneum *Lib.* 6.
— corniphilum *Oud.** 175.
— devastans *Rostr.* 6.
— griseum *Pers.* 6.
— Lanceola *Sacc.* 6.
— Meliae *A. Zimm.** 44, 175. — II, 364, 365.
— Populi *Lamb.* 6.
— salicinum *Sacc.* 6.
— Staphyleae *Oud.** 175.
— Theobromae II, 868.
Myxotrichum aeruginosum *Mont.* 40.
— chartarum *Kze.* 40.
— Johnstoni *Mass. et Salm.** 40, 175.
Myxotrichum spinosum *Mass. et Salm.** 40, 175.
— uncinatum *(Eid.) Schroet.* 12, 40.
Myzodendraceae II, 182.
Myzodendrum patagonicum *Spegazz.** II, 182.
Myzus Cerasi *Fabr.* II, 574.
— ribis *L.* II, 524.

Naemospora *Pers.* 42.
Najas 570, 611.
— conferta 518.
— major 398.
— minor *All.* 414, 440.
Nandina 663.
— domestica *Thunbg.* 668.
Nanophyes II, 566.
— Duriaei *Lucas* II, 583.
— globiformis *Kiesw.* II, 572.
— hemisphaericus *Oliv.* II, 572.
— niger *Waltl.* II, 541, 570.
NanoporotrichumMorokae *C. Müll.* 245.
Napicladium Andropogonis *A. Zimm.** 44, 175. — II, 366.
— Stuckertii *Speg.** 175.
Narcissus 613, 625, 641. — II, 345. — P. 144, 374.
— papyraceus 489.
— papyraceus × pseudonarcissus 641.
— poeticus 515. — II, 499. — P. II, 417.
— pseudonarcissus 467.
— Sprengeri 641.
— — *var.* elmensis 641.
— — *var.* Vomerensis 641.
— Tazetta *L.* II, 83.
— Tenorii × pseudo-narcissus 641.
Nardia haematosticta *(Nees) Lindb.* 220.
— hyalina (*Lyell*) *Carr.* 218, 220.

Digitized by Google

Nardia hyalina *var.* heteromorpha *Gott. et Rabh.* 218.
— obovata 218.
— — *var.* elongata 218.
Nardophyllum humile *A. Gr.* II, 221.
Nardus stricta *L.* II, 572.
Narthecium ossifragum P. 14, 168.
Nassauvia II, 227.
— Ameghinoi *Speg.* II, 225.
— Morenonis *O. Ktze.* II, 225.
— pentacaenoides *Speg.** II, 225.
— struthionum *Speg.** II, 225.
Nastanthus agglomeratus 566. — P. 191.
— chubutensis *Spegazz.** II, 220.
— laciniatus 566.
— patagonicus *Speg.** II, 220.
Nasturtium 612.
— amphibium *R. Br.* 418, 422. — II, 585.
— anceps 418.
— barbaraeoides 898.
— nanum 566.
— officinale 868, 869.
— pamparum *Spegazz.** II, 169.
— pyrenaicum *R. Br.* II, 452.
— riparium 422.
Nauclea africana II, 828.
— rivularis *Becc.** II, 288.
Naucoria striata *Clem. et Shear** 175.
Naumburgia 611. — II, 464.
— thyrsiflora 502.
Navicula II, 597, 598, 606, 752.
— Adami *Pant.** II, 609.
— Andrussowii *Pant.** II, 609.
— *Apsteinii* Pant * II, 609.
— angularis II, 598.
Navicula bacilliformis *Grun.* II, 601.
— Balatonis *Pant.** II, 609.
— Borbasii *Pant.** II, 609.
— Brébissonii II, 599.
— constricta II, 597.
— Degenii *Pant.** II, 609.
— denudata *Pant.** II, 609.
— dicephala II, 597.
— didyma II, 597.
— diffusa *Pant.** II, 609.
— Elsae *Pant.** II, 609.
— exigua *Pant.** II, 609.
— Frickei *Pant.** II, 609.
— gibba II, 599.
— humerosa II, 597, 598.
— intacta *Pant.** II, 609.
— Josephii *Pant.** II, 609.
— jucunda *Pant.** II, 609.
— Karsteni *Pant.** II, 609.
— Kertschiana *Pant.** II, 609.
— Leonis *Pant.** II, 609.
— maeotica *Pant.** II, 609.
— Magocsyi *Pant.** II, 609.
— mollis II, 597.
— mucronula *Pant.* II, 609.
— mutica II, 599.
— Nicolai *Pant.** II, 609.
— oculata *Breb.* II, 599, 787.
— Olgae *Pant.** II, 610.
— paleacea *Pant.** II, 610.
— perdurans *Pant.** II, 610.
— pupula *Kütz.* II, 601.
— radicosa *Ktz.* II, 787.
— reticulata *Mer.** II, 610.
— Romanowii *Pant.** II, 610.
— Sancti Benedicti *Pant.** II, 610.
— Sancti Caroli *Pant.** II, 610.
— Schilberszkyi *Pant.** II, 610.
Navicula scopulorum II, 897, 598.
— secreta *Pant.** II, 610.
— septentrionalis II, 605.
— siofokensis *Pant.** II, 610.
— subcapitata II, 599.
— Tithonia *Pant.** II, 610.
— Topia *Pant.** II, 610.
— ursina *Pant.** II, 610.
— Vanhöffenii II, 605.
— Zichyi *Pant.** II, 610.
Naviculaceae II, 600.
Naviculoideae II, 600.
Necator decretus *Massee* 44. — II, 364.
Neckera 234.
— anacamptolepis *C. Müll.* 244.
— arbuscula *Lindb.* 244.
— arcuans *Mitt.* 248.
— australasica *C. Müll.* 248.
— Borgeni *Kiaer* 235.
— cordata *W. J. Hook.* 245.
— crenulata *Harvey* 244.
— crenulata *C. Müll.* 248.
— crispa 251.
— cyclophylla *C. Müll.* 248.
— dendroides *W. J. Hook.* 248.
— dendroides *Hornsch. et Reinw.* 248.
— elegans *Griff.* 244.
— elegans *Jur.* 241.
— elongata *Welw. et Duby* 245.
— flaccida *Dozy et Molk.* 248.
— Forsstroemii *S. O. Lindb.* 244.
— fruticosa *Mitt.* 248.
— intermedia *Brid.* 241.
— javanica *C. Müll.* 248.
— Jurassica *Amann* 246.
— leucocaulon *C. Müll.* 248.
— ligulaefolia *Mitt.* 248.

Digitized by Google

Neckera longirostris *Hook.* 243.
— mediterranea *Philib.* 246.
— Menziesii *Hook.* 245.
— mucronata *Bosch. et Lac.* 244.
— parvula *Mitt.* 245.
— parvula *C. Müll.* 244.
— Pechuelii *C. Müll.* 244.
— rivalis *Mitt.* 243.
— sciuroides *Hpe.* 241.
— spectabilis *Griff.* 244.
— spurio-truncata *C. Müll.* 236.
— Stracheyana *Mitt.* 245.
— subserrata *Hook.* 243.
— substriata *Hpe.* 243.
— turgida *Jur.* 233, 245, 246.
Nectandra lanceolata 539.
— megapotamica 539.
— saligna 539.
Nectaropetalum *Engl. N. G.* 548. — II, 179.
— Carvalhoi *Engl.** II, 179.
Nectria 25, 27, 98. — II, 868, 415.
— aquaeductuum *(Radlk.)* 101.
— (Lepidonectria) botryosa *P. Henn.** 25, 175.
— (Eunectria) blumenaviensis *P. Henn.** 25, 175.
— bulbicola *P. Henn.* II, 416.
— caesariata *Pat.** II, 41, 175.
— cinnabarina II, 369, 376.
— coffeicola *Zimm.* 44. — II, 364, 415.
— cucurbitula II, 375.
— cyanostoma *Sacc. et Flag.** 175.
— ditissima 98. — II, 369.
— fructicola *A. Zimm.** 44, 175.
Nectria (Lepidonectria) hypocrellicola *P. Henn.** 25, 175.
— (Lepidonectria) Iriartiae *P. Henn.** 26, 175.
— javanica *Sacc. et Syd.** 175.
— (Lasionectria) luteopilosa *A. Zimm.** 175. — II, 365.
— moschata *Glück** 101, 175.
— myrticola *(Rehm) Sacc. et Syd.** 176.
— oidioides *Speg.* 176.
— — *var.* myrticola *Rehm* 176.
— ornata *Mass. et Salm.** 40, 176.
— peristomata *A. Zimm.** 44, 176. — II, 415.
— raripila *Penz. et Sacc.** 176.
— secalina *Ell. et Ev.** 176.
— (Hyphonectria) subfalcata *P. Henn.** 25, 176.
— Theobromae II, 852.
— tuberculata *Trav.** 9, 176.
— (Dialonectria) umbilicata *P. Henn.** 25, 176.
— (Lasionectria) Vanillae *A. Zimm.** 44, 176. — II, 415.
—(Lasionectria)vanillicola *P. Henn.** 176.
— vulgaris 44. — II, 364.
Nectriella 25.
— Cacti *Ell. et Ev.** 176.
Nectroideaceae 24, 26, 28.
Negundo II, 491.
— californica P. II, 373, 374.
— fraxinifolia P. II, 373, 374.
Nelumbium 611.
— Buellii *Ett.* II, 750.
— pygmaeum *Dn.* II, 758.
Nelumbium speciosum 499.
Nelumbo nucifera 543.
Nematoden II, 552.
Nematogonium humicola *Oud.** 176.
Nematus gallarum II, 547.
— gallicola *Westw.* II, 518.
Nemertilites II, 740.
Nemesia versicolor P. 115. — II, 395.
Nemopanthes canadensis 659.
Nemophila 523, 682.
— Brandegeei *Eastwood** 682. — II, 230.
— decumbens *Eastw.** 682. — II, 230.
— diversifolia *Eastw.** 682. — II, 230.
— inconspicua *Eastw.** 682. — II, 230.
— Johnsonii *Eastw.** 682. — II, 230.
— macrocarpa *Eastw.** 682. — II, 230.
Neobaronia phyllanthoides II, 826, 827.
Neobuchia *Urb.* N. G. II, 166.
— Paulinae *Urb.** II, 166.
Neocosmospora vasinfecta 84. — II, 367, 418.
— — *var.* tracheiphila 84.
Neomichelia *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 176.
— melaxantha *Penz. et Sacc.** 176.
Neosparton ephedroides 566.
— erinoides 566.
— glutinosa 566.
— ourostachya 566.
Neottia 408, 413.
— Nidus-avis 413, 424, 606. — II, 362.
Neouratea 546.
Neovossia 104.
Nepenthaceae 617.

Digitized by Google

Nepenthes madagascariensis 547.
Nepeta Boissieri 481.
— Cataria 467.
— decolorans 495.
— discolor 495.
— longibracteata 495.
— multifida 502.
— supina 495.
— Thomsoni 495.
— tibetica 495.
Nephelites equidentata *Deane** II, 788.
— denticulata *Deane** II, 788.
— ovata *Deane** II, 788.
Nephelium leiocarpum II, 788.
— Litschi 499.
Nephrodium 616. — II, 719, 723. — P. 148.
— aemulum *(Ait.) Bak.* II, 711.
— Clintonianum II, 719.
— cristatum *Rich.* II, 719.
— — *var.* Slossonae *Davenp.** 719.
— Filix mas *Rich.* II, 711.
— — *var.* paleaceum *Th. Moore* II, 711.
— Labrusca *(Hk.)* II, 716.
— — *var.* Boschae *Racib.** 716.
— marginale II, 719, 720.
— — *f.* Davenportii II, 720.
— molle II, 686.
— spinulosum II, 719.
— spinulosum intermedium II, 728.
— Thelypteris II, 727.
— (Sagenia) Vitis *Racib.** II, 716, 730.
— Wardii II, 698.
Nephrolepis 614.
— acuta II, 698.
— cordata II, 729.
— davallioides II, 729.
— exaltata II, 729.
Neptunia humifusa *Speg.* II, 240.
— oleracea 548.
Nereites II, 740.
Nereocystis II, 110.
Nerine undulata 641.
Nerium 618.
— Oleander *L.* 481. — II, 474, 782.
— scandens *Thonn. et Schum.* II, 218.
Nertera II, 441.
Nesaea 561.
— — *sect.* Salicariastrum 561.
Neslea paniculata 418.
— thracica 438.
Neuropogon melaxanthus 567.
Neuropteris II, 768.
— adnata *Goepp.* II, 781.
— De Stefaniana *Arcang.* II, 788.
— gigantea II, 764.
— heterophylla *Brongn.* II, 758.
— Meneghiniana *Arcang.* II, 788.
— Planchardi *Zeill.* II, 781.
— rarinervis *Bunbury* II, 767.
— Schlehani *Stur* II, 764.
Neuroterus albipes *Schk.* II, 520, 578.
— aprilinus *Gir.* II, 579, 581.
— baccarum *Mayr* II, 575, 578, 579, 580.
— centicularis II, 547.
— fumipennis *Htg.* II, 575, 578, 579.
— glandiformis *Gir.* II, 579.
— laeviusculus *Schenck* II, 581.
— — *var.* lusitanicus *Tavares** II, 581.
— lenticularis *Oliv.* II, 540, 560, 561, 575, 579, 581.
Neuroterus numismalis *Oliv.* II, 540, 566, 578, 579, 580.
— ostreus *Gir.* II, 540.
— saltans *Gir.* II, 579.
— tricolor *Htg.* II, 575, 578.
— vesicator *Schlecht.* II, 579, 580.
Neurotheca *Salisb.* 551, 681.
— corymbosa *Hua** II, 229.
— robusta *Hua** II, 229.
— rupicola *Hua** II, 229.
Nicandra physaloides 489.
Nicotiana 864, 872, 614. — II, 8, 15, 83, 254, 811, 818, 856. — P. 98. — II, 870.
— acaulis *Speg.** II, 240.
— affinis *Moore* 708. — II, 499.
— alata *Link et Otto* 708. — II, 784, 799.
— Ameghinoi *Speg.** II, 240.
— deserticola *Speg.** II, 240.
— glauca 489, 589. — II, 848.
— longiflora 589.
— rustica *L.* 419.
— silvestris II, 842.
— Tabacum *L.* P. 85, 186, 145, 158, 199, 200.
Nidorella stricta 560.
Nidula *White* N. G. 28, 176.
— candida *(Peck) White** 28, 176.
— microcarpa *Peck** 28, 176.
— — *var.* rugispora *White** 28.
Nidularia *Fr. et Nord.* 28.
— candida *Peck* 28, 176.
— castanea *Ell. et Ev.* 28.
— intermedia *Mont.* 149

Digitized by Google

Nidularia melanosperma *Schw.* 149.
— **rubella** *Ell. et Ev.* 24.
— **rugisperma** *Schw.* 149.
— **stercorea** *Schw.* 150.
Nidulariaceae 14, 15, 23, **28.**
Niebuhria Woodii *Oliv.* 550.
Nigella 618.
— **damascena** *L.* II, 499, **628.**
— **elata** 438.
— **sativa** 425.
Nigrospora *A. Zimm.* N. G. **44, 176.** — II, 366.
— **Panici** *A. Zimm.** 44. **176.** — II, 366.
Nilsonia polymorpha **cretacea** *(Schimp.)* II, 758.
Nipa 840.
Niphobolus II, 714.
— **acrocarpus** *Christ et Gsnhgn.** II, 714, 730.
— **angustissimus** *Bak.* II, **729.**
— **assimilis** *Bak.* II, 714.
Niptera Caricis *P. Henn.** **176.**
— **hyalino-cinerella** *(Rehm) Sacc. et Syd.** 176.
— **Lagerstroemiae** *P. Henn.** 30, 176.
Nissolia II, 491.
Nitella 570. — II, **112, 742.**
— **flexilis** II, 113.
— — *var.* nidifica II, **113.**
— **hyalina** II, 113.
— **mucronata** II, 113.
— **opaca** II, 113.
— **subtilissima** II, 112.
— **syncarpa** II, 113.
Nitraria Schoberi 492, 499.
Nitrobacter 318.
Nitrophila australis *Chodat et Wilcz.** II, 167.
Nitrosomonas 318.
Nitschkea Flageoletiana *Sacc.** 176.
Nitzschia II, 597, 600, 606.
— amphibia II, 599.
— angularis II, 597.
— Closterium II, 603.
— coarctata II, 601.
— communis II, 599.
— commutata II, 599.
— debilis *Pant.** II, 610.
— directa *Pant.** II, 610.
— dissipata II, 599.
— doliensis II, 601.
— frigida II, 605.
— fusiformis *Pant.** II, 610.
— gallica *Pant.** II, 610.
— granulata II, 601.
— incolor *Mer.** II, 598, 610.
— Lahusenii *Pant.** II, 610.
— lanceolata II, 597.
— limes *Pant.** II, 610.
— linearis *Ag.* II, 599, 737.
— Loczyi *Pant.** II, 610.
— maeotica *Pant.** II, 610.
— mucronata *Pant.** II, 610.
— navicularis II, 601.
— Palea II, 599.
— perlonga *Pant.** II, 610.
— punctata II, 601.
— Romanowiana *Pant.** II, 610.
— Stockmayeri *Pant.** II, 610.
Nitzschiella II, 597, 600.
Nitzschioideae II, 600.
Nodophycus II, 747.
Nodularia spumigena II, 101.
Noeggerathia II, 768.
Noeggerathiopsis II, 732, 733.
— Goepperti *(Schm.)* II, 733.
Nolana prostrata 530.
Nolanaceae 601, 694. — II, 303.
Nolanea nodospora *Atk.** 176.
Nostoc II, 92, 95.
Notocampilum *v. Tiegh.* N. G. II, 188.
— Chevalieri *v. Tiegh.** II, 188.
— decrescens *v. Tiegh.** II, 188.
— Mannii *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 188.
— Oliveri *v. Tiegh.** II, 188.
Notochlaena Marantae *R. Br.* 486. — II, 709.
— — *var.* tripinnatifida II, 709.
— tenera *Gill.* II, 725.
— — *var.* major *Christ** II, 725.
Nostochopsis II, 109.
— Goetzei *Schmidle* II, 109.
Nothoscordum striatum 565. — P. II, 398.
Nothosmyrnium japonicum 500, 503.
Notochnella *v. Tiegh.* N. G. II, 188.
— fascicularis *(Blanco) v. Tiegh.** II, 188.
Notonia Gregorii *Spenc. Moore** II, 225.
Notoptera *Urb.* N. G. II, 225.
— guatemalensis *Urb.** II, 225.
— hirsuta *(Sw.) Urb.** II, 225.
Noturatea *v. Tiegh.* N. G. II, 188.
— inundata *(Spruce) v. Tiegh.** II, 188.
— recurva *v. Tiegh.** II, 188.
Nucleophaga 96. — II, 89.
Nuphar 611, 626. — II, 823.
— luteum *(L.) Sm.* 422, 619. — II, 357.
— pumilum 418.
Nummularia 25. — II, 418.

Digitized by Google

Nuxia Dekindtiana *Gilg** II, 281.
— floribunda II, 294.
— Goetzeana 559.
— Mannii Gilg* II, 281.
— odorata 560.
— polyantha 560.
— platyphylla *Gilg** II, 281.
— rupicola *Gilg** II, 282.
— Schlechteri *Gilg** II, 281.
Nyctaginaceae 540, 609, 694. — II, 182.
Nyctalis 18.
— asterophora *Fr.* 18.
Nyctanthes arbor-tristis P. 148.
Nymanomyces Acerislaurini *P. Henn.* 149. — II, 868.
Nymphaea 442, 600, 611, 626. — II, 808, 811, 464, 751.
— advena 510, 600. — II, 805.
— alba 898, 422. — II, 499.
— calophylla *Sap.* II, 750.
— flava 518, 694.
— Lotus 541, 553.
— stellata 541, 548, 558.
— tetragona *Georgi* 446.
— variegata *(Engelm.) G. S. Miller** 510. — II, 188.
Nymphaeaceae 548, 544, 610, 612, 618, 694. — II, 188, 808.
Nyssa II, 558.
— multiflora P. 170.

Oberonia pusilla *Bail.** II, 159.
Obione 670.
— pedunculata 412. — II, 550.
Ochna 552, 695.
— angustifolia *Engl. et Gilg** II, 188.
— arborea II, 298.
Ochna ciliata *Baill.* II, 190.
— coriacea *v. Tiegh.** II, 188.
— Decaisnei *v. Tiegh.** 546. — II, 188.
— Dekindtiana *Engl. et Gilg** II, 188.
— Fieldingiana *Engl.* II, 192.
— fragrans *v. Tiegh.** II, 188.
— Griffoniana *v. Tiegh.** II, 188.
— humilis 559.
— Katangensis 694.
— Kirkii II, 190.
— Mannii *v. Tiegh.** II, 188.
— membranacea *Hi* II. 186.
— Palisotii *v. Tiegh.** II, 188.
— parvifolia *Baill.* II, 189.
— pulchra *O. Hoffm.* II, 190.
— Schweinfurthiana 694.
— splendida 558.
— squarrosa *Anders.* II, 190.
— squarrosa *King* II, 190.
— squarrosa *L.* II. 210.
— tenuipes *v. Tiegh.** II, 188.
Ochnaceae 546, 609, 694. — II, 188, 283, 284.
Ochnella *v. Tiegh.* N. G. II. 189.
— Afzelii *(R. Br.) v. Tiegh.** II, 189.
— alba *v. Tiegh.** II, 189.
— Boiviniana *(Baill.) v. Tiegh.** II, 189.
— brachypoda *(Baill.) v. Tiegh.** II, 189.
— Dekindtiana *(Engl. et Gilg) v. Tiegh.** II, 189.
— humilis *(Engl.) v. Tiegh.** II, 189.
— leptoclada *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 189.
Ochnella Mechowiana *(O. Hoffm.) v. Tiegh.** II, 189.
— ovata *(F. Hoffm.) v Tiegh.** II, 189.
— (?) pygmaea *(Hi) v. Tiegh.** II, 189.
— rhizomatosa *v. Tiegh.** II, 189.
— tenuis *v. Tiegh.** II, 189.
Ochrobryum *Mitt.* 289.
— Normandi *Card. et Par.** 286, 258.
Ochroma lagopus 588. — II, 55.
Ochrosia II, 47.
Ochthocosmus africanus *Wild. et Dur.* II, 179.
Ocimum II, 853.
— basilicum *L.* II. 511.
— decumbens 561.
— graveolens II, 511.
Ocotea acutifolia P. 155.
— bullata II, 294.
— corymbosa 589.
— minarum 589.
— palmana *Mez** II, 178.
— puberula 589.
— quisara *M. et D. Sm.** II, 178.
— trichophlebia II, 826.
— Urbaniana 589.
Octoblepharum *Hedw.* 289.
— albidum *Hedw.* 285, 286.
Octodicerasjulianum *Brid.* 220, 238.
Odina II, 881.
— gummifera *Bl.* II, 881.
Odontia *Fr.* 122.
Odontia *Pers.* 122.
— brassicola *Bres.** 10, 176.
— conspersa *Bres.* 8.
— ferruginea *Pers.* 122.
— fimbriata *Pers.* 21.
— lusitanica *Bres.** 10, 176.
— nivea *Pers.* 122.
— olivascens *Bres.* 8.

Digitized by Google

Odontia platensis *Speg.** 176.
— straminella *Bres.** 10, 176.
— viridis *Alb. et Schw.* 8.
Odontites 443, 624, 707.
— lutea II, 784, 801.
— serotina 418.
Odontoglossum grande *Lindl.* 652. — II, 489.
— — *var.* Pittianum 652.
— pulchellum II, 489.
— Rossii II, 489.
Odontolejeunea subbifida *Steph.** 260.
Odontopteris II, 739.
— microphylla *Mc Coy* II, 783.
Odontospermum pygmaeum 671.
Odontostemon Welwitschii *Rendle* II, 218.
Oedocephalum II, 361.
— albidum II, 360.
— glomerulosum *(Bull.) Sacc.* 40.
— griseolum *Oud.** 176.
— macrosporum *Penz. et Sacc.** 176.
— ochraceum *Mass. et Salm.** 40, 176.
Oedogoniaceae II, 88, 99, 113.
Oedogonium II, 88, 89, 90, 116, 117. — P. 96, 166.
— calcareum II, 116.
— capillare 116, 117.
— cardiacum 116.
— elegans *West** II, 141.
— reticulatum *West** II, 141.
— stagnale II, 115.
— suboctangulare *West** II, 141.
Oenanthe 611, 612.
— benghalensis 503.
— linearis 503.
— peucedanifolia 405.
— pimpinelloides 439.
Oenanthe silaifolia 479.
— stolonifera 503.
Oenocarpus Bacaba *Mart.* II, 38.
Oenothera 695. — II, 328, 329.
— albicans 529.
— Barbeyana *Léveillé** II, 193.
— biennis *L.* 625. — II, 499. — P. 114, 191.
— brachycarpa *A. Gr.* II, 193.
— epilobifolia 529.
— graminifolia *Léveillé** II, 193.
— grandiflora 349, 402.
— Howardiana *Jones* II, 193.
— humifusa 516.
— Lamarckiana 392. — II, 329.
— lata II, 329.
— mollissima 392, 566.
— muricata 403, 404.
— Nuttallii *Sweet* II, 193.
— odorata 467.
— primuloidea *Lév.** II, 193.
— pygmaea *Speg.** II, 193.
— Schimekii *Lév. et Guffroy** II, 193.
— sinuata 392, 427.
— speciosa II, 193.
— stricta 566.
— taraxacifolia *Lév. et Guffr.** II, 193.
— taraxacifolia *Sweet* II, 193.
— tarquensis 529.
Oenotheraceae 695. — II, 193.
Ohleriella *Earle* N. G. 18, 177.
— Neo-mexicana *Earle** 18, 177.
Oidiopsis *Scalia* N. G. 9, 177.
— sicula *Scalia** 9, 177.
Oidium 47, 75, 80, 98. — II, 385, 427.
— albicans 129, 130.
— Astaci *Happich** 73, 177.
— Citri-Aurantii *Ferr.* 177.
— gigasporum *Scalia** 9, 177.
— Hormini *Farneti** 129.
— lactis 48, 57, 58, 63, 65, 130, 311.
— Ruborum II, 369, 370.
— Tuckeri 56. — II, 411.
Okenieae II, 600.
Olacaceae 695. — II, 193.
Olacinaceae 635.
Olax obtusifolia 695.
Oldenlandia Bojeri 558.
— Holstii 558.
— microcoryne *K. Sch.** II, 238.
— Proschii *Briq.** II, 238.
— rhodesiana *Spenc. Moore** II, 238.
Olea 613. — II, 236.
— europaea *L.* 346. — II, 45, 474, 565, 572. — P. 148.
— Hochstetteri *Bak.** II, 236.
— laurifolia *Hochst.* II, 234, 236.
— somaliensis *Bak.** II, 236.
Oleaceae 389, 508, 551, 695. — II, 236. — P. 121.
Oleandridium jaculi II, 768.
Olearia II, 445.
— chathamica II, 445.
Oligocladus *Chod. et Wilcz.* N. G. II, 208.
— andinus *Chod. et Wilcz.** II, 208.
Oligotrophus II, 541.
— annulipes *Htg.* II, 540, 564.
— capreae *Winn.* II, 561, 582.

Digitized by Google

Oligotrophus capreae *var.* major Kieff. II, 582.
— Hartigi *Liebel* II, 518.
— origani *Tavares** II, 572.
— Panteli *Kieff.* II, 572.
Oliveria orientalis *DC.* II, 559.
Olmediella Cesatiana II, 498.
Olpidiaceae 7.
Omalia intermedia *Angstr.* 248.
Ombrophila 25.
— blumenaviensis *P. Henn.** 25, 177.
— longicauda *P. Henn.** 25, 177.
— microsperma *P. Henn.** 25, 177.
— nigrescens *P. Henn.** 25, 177.
— subsericea *Rehm** 84, 177.
Omphalea megacarpa *Hemsl.* II, 879.
— Qeenslandiae *Bail.** II, 172.
Omphalia campanella 22.
— — *var.* sparsa *Peck** 22.
— lignatilis *Pers.* 11.
— — *var.* albovirens *Quél.** 11.
— Stuckerti *Speg.** 177.
Omphalodes nana 459.
— scorpioides 407.
Omphalotrix longipes 501.
Onagra biennis 638.
Onagrariaceae 469, 609, 610, 612, 695. — II, 491.
Oncidium II, 489.
— Baueri 652.
— Cavendishianum P. 120, 208.
— Lanceanum P. 204.
Oncinotis Batesii *Stpf.** II, 215.
— glandulosa *Stpf.** II, 215.
Oncinotis melanocephala *K. Sch.** II, 215.
— zygodioides *K. Sch.* II, 218.
Oncoba fragans 559.
Oncocalamus II, 162.
Oncophorus 284.
— polycarpoides *Stirt.** 222, 258.
— riparius *H. Lindbg.** 215, 258.
Oncospora Pezizella *Penz. et Sacc.** 177.
Oncostemon arthriticum 852.
— Bojerianum 852.
— botryoides 852.
— capelierianum 852.
— Commersonianum 852.
— dissitiflorum 852.
— divaricatum 852.
— fusco-pilosum 852.
— Goudotianum 852.
— latifolium 852.
— laurifolium 852.
— leptocladum 852.
— longipes 852.
— macroscyphon 852.
— macrostachyum 852.
— microphyllum 852.
— microsphaerum 852.
— nemorosum 852.
— nervosum 852.
— nitidulum 852.
— oliganthum 852.
— pauciflorum 852.
— phyllanthoides 852.
— platycladum 852.
— polytrichum 852.
— reticulatum 852.
— roseum 852.
— umbellatum 852.
— vacciniifolium 852.
— venulosum 852.
Onguekoa 605.
Onobrychis P. 6.
— elata 487.
— hypargyrea *Boiss.* 686.
— insignis *Freyn* 686.
— Pallasii *Willd.* 481, 686.
Onobrychis sativa 899. — P. 107.
Onoclea II, 746.
— sensibilis II, 694, 696, 746.
— Struthiopteris 489.
Ononis arvensis 898.
— Columnae *All.* 487.
— — *var.* pauciflora *Rouy et Fonc.* 487.
— hispanica *L.* II, 572.
— spinosa 425. — II, 29.
— vaginalis 616.
Onopordon Acanthium 439, 440. — II, 505. — P. 187.
— Cardunculus P. 191.
— tauricum 489.
Onoseris purpurata 581.
Onychonema II, 124.
Onygenaceae 14.
Oocardium II, 124.
Oocystis II, 90.
Oodesmus *Schmidle* N. G. II, 89.
— Doederleinii *Schmidle.** II, 89, 141.
Oomyces 25.
Oospora canina *Cost. et Sabraz.* 74.
— chromogenes *Catouill.** 285.
— Citri-aurantii *(Ferr.) Sacc. et Syd.** 177.
— Oryzae *Ferraris** 8, 177.
— roseo-basis *McAlp.** 82, 177.
— saccharina *Sacc.** 177.
— scabies 84, 87. — II, 877.
Opercularia aspera P. 191.
Operculina II, 228.
— leptoptera *Urb.** II, 228.
— macrocarpa *(L.) Urb.* II, 228.
Ophiobolus Festucae *Tr. et Earle** 177.
— graminis II, 412.

Digitized by Google

Ophiocaulon gummifer P. 9, 180.
Ophiochaete cereicola *Speg.** 177.
Ophiodictyon *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 177.
— plumbeum *(Starb.) Sacc. et Syd.** 177.
Ophiodothis 25.
Ophioglassaceae II, 679, 681, 683, 691, 704.
Ophioglossum II, 697.
— intermedium *Hk.* II, 716.
— pedunculosum II, 697.
— pendulum *L.* II, 715.
— — *var.* Solvense *Racib.** II, 679, 694, 715.
— vulgatum *L.* 418. — II, 697, 699, 707, 712, 825.
Ophiognomonia lapponica *Vestergr.** 177, 388.
Ophionectria 25.
— foliicola *A. Zimm.** 44, 177. — II, 365.
— hyphicola *P. Henn.** 25, 177.
Ophiorhiza brachycarpa *K. Sch.** 544. — II, 288.
Ophrydeae 606.
Ophryosporus triangularis 580.
Ophrys 654. — II, 470.
— apifera 405.
— funerea 478.
— fusca 478.
— lutea 478.
— litigiosa 471.
— muscifera 405.
— myodes 431
— pseudo-speculum *Coss. et Germ.* 471.
Ophthalmoblapton II, 47.
Opilia tomentella 558.
Opopanax bulgaricum *Velen.** II, 208.
Opulaster Ramaleyi *Av. Nelson** II, 205.
Opuntia 666. — II, 506.
Opuntia amylacea *Ten.* 484, 488. — II, 844.
— aoracantha *Lem.* 565.
— bonariensis *Speg.** II, 166.
— crinifera *Pfeiffer* 666.
— Dillenii II, 844.
— Ficus-indica *Mill.* 484, 532. — II, 348, 835, 844. — P. 161, 176, 196.
— fulvispina 666.
— Gosseliana *Web.** 666.
— hyptiacantha *Web.* 666.
— leucotricha *DC.* 666.
— macracantha P. 193.
— penicilligera *Spegazz.** II, 166.
— pilifer *Web.* 666.
— Rafinesquei 392.
— Salmiana II, 506.
— Scheeri *Web.* 666
— ursina *Web.* 666.
— vulgaris II, 827.
Opuntiales 638.
Orbilia 25.
— griseo-carnea *P. Henn.** 25, 177.
— macrospora *Penz. et Sacc.** 177.
— Myristicae *P. Henn.** 177.
— neglecta *Penz. et Sacc.** 177.
— simiarum *P. Henn.** 25, 177.
— sinuosa *Penz. et Sacc.** 177.
Orchidaceae 391, 490, 508, 532, 535, 540, 542, 549, 609, 610, 612, 614, 615, 617, 619, 632, 650, 651. — II, 157, 272, 313, 444, 479, 489. — P. 146.
Orchis 463. — P. II, 396.
— chondradenia *Makino** II, 159.
— cochleata 653.
— coriophora II, 470.
— cruenta 466.
— dubia 471.
Orchis Fauriei *Finet* II, 159.
— Grenieri 471.
— Huteri 653.
— incarnata 467, 653.
— jo-jokiana *Makino** II, 159.
— latifolia 467. — II, 433.
— maculata × Habenaria conopea 463.
— maculata × incarnata 430.
— mascula 398. — II, 499.
— militaris 405, 653.
— — *var.* tripartita 653.
— militaris × Simia 471.
— mixtus 433.
— Morio *L.* 398, 417, 652.
— — *var.* albicans *Lindiger* 652.
— — *var.* albiflora *Lindiger* 652.
— — *var.* incarnata *Lindiger* 652.
— Morio × tridentata 653.
— pallens 473.
— picta 489.
— purpurea 398, 419.
— purpurea × militaris 471.
— rotundifolia 508.
— spectabilis 508.
— Traunsteineri 399, 400, 417, 426, 653.
— ustulata 399, 652.
Oreocarya cana *Aven Nelson** II, 220.
Oreodoxa regia 518.
Oreolia *Kieff. et C. Massal.* N. G. II, 549.
— cynodontis *Kieff. et C. Massal.** II, 549.
Oreosolen unguiculatus 495.
Oricia 548.
— leonensis *Engl.** II, 205.
Origanum glandulosum 481.
— majorana 346.

Digitized by Google

Origanum virens *Hffmgg. et Lk.* II, 572.
— vulgare *L.* II, 578.
Orixa japonica 708.
Orlaya grandiflora 481.
— platycarpos 489.
Ormosia angolensis 558, 559.
Ornithogalum 618.
— caudatum II, 288.
— Kochii 408.
— Rautanenii *Schz.** II, 158.
— Sintenisii *Freyn** II, 158.
— tenuifolium 489.
— umbellatum 625. — II, 784, 792.
Ornithopus II, 578.
— perpusillus 414, 466, 476, 568.
— sativus 384.
Ornus II, 491.
Orobanchaceae 389, 695. — II, 491.
Orobanche 617. — II, 858.
— amethystina *Thuill.* II, 477.
— ammophila 501.
— cervariae 474.
— coerulescens 418.
— epithymum 488.
— — *var.* major 433.
— Galii 417,
— gracilis *Sm.* 419. — II, 477.
— Hederae 402.
— minor *Sm.* 560. — II, 858, 874, 477.
— pallidiflora 481.
— ramosa 418. — II, 870.
— rapum *Thuill.* II, 477.
— rapum-genistae 411.
— speciosa II, 671.
— Teucrii *Hol.* II, 477.
Orobus 612, 618.
— alatus 501.
— lathyroides 501.
— niger 408.
— pannonicus 437.
Orobus pubescens 487.
— vernus II, 481.
Orostachys malacophylla 501.
Oroxylon indicum P. 183.
Orthanthera jasminiflora *K. Sch.* II, 825.
Orthocarpus barbatus *Cotton** II, 289.
— psittacinus *Eastwood** II, 289.
Orthosiphon nyikense 560.
Orthothecium rufescens 227.
— — *f.* minor gracile *Breidl.* 227.
Orthotrichaceae 240, 246.
Orthotrichum *Hedw.* 240.
— affine 219.
— fenestratum *Card. et Ther.** 258.
— Hallii *Sull. et Lesq.* 242.
— Idahense *Ren. et Card.* 281.
— Lyellii *Hook. et Tayl.* 231, 237.
— — *var.* cripatum *Schiffn.** 287.
— — *var.* Howei *Ren. et Card.* 281.
— saxatile 218.
— sordidum *S. et L.* 282.
— Sturmii 217.
— tenellum 217.
— urnigerum *Myrin* 227.
Orthrosanthus chimborazensis 564.
Oryza II, 549, 827.
— clandestina 398, 400.
— sativa *L.* II, 828. — P. 17, 81, 177. — II, 371.
Oryzopsis fasciculata *Hack.** II, 149.
— lateralis 497.
— micrantha P. 20, 191.
— virescens 484.
Osbeckia Crepiniana *Cogn.** II, 182.
Oscillaria II, 90, 101, 134, 185.
— beggiatoides *Arzichowsky** II, 135, 141.
— rubescens II, 94.
— sancta II, 681.
Oscillariaceae II, 138.
Oscillatoria II, 135.
— limosa II, 99.
— rubescens *DC.* II, 99, 139.
— sancta II, 135.
— subbrevis *Schmidle** II, 141.
— subuliformis II, 99.
Osculatia columbica *De Not.* 247.
Osmanthus ilicifolia II, 470.
Osmorrhiza 460, 672.
— amurensis 456.
— Berterii P. 116.
— glabrata P. 116.
— japonica 508.
— longistylis 500.
— obtusa *(Coult. et Rose) Fern.* 460. — II, 208.
Osmoxylon helleborinum *Becc.** II, 165.
Osmunda 516. — II, 661, 694, 707, 757, 758.
— cinnamomea II, 683, 698, 704, 718.
— Claytoniana II, 688, 698.
— regalis *L.* 558. — II, 688, 706.
Osmundites skidegatensis *Penhallow** II, 757, 758.
Ostracoda 571.
Ostreobium II, 95.
Ostrya II, 491.
— carpinifolia 428.
Osyris alba 427.
Otidea 25.
Otidella fulgens *(Pers.) Sacc.* 17.
Otiophora pycnoclada 561.
— subcapitata P. 191.
Otopappus alternifolius P. 191.

Digitized by Google

Otopteris ovata *Mc Coy* II, 783.
Ottelia 541, 554.
— alismoides 541.
Ottokaria *Zeill.* N. G. II, 782.
— bengalensis *Zeill.** II, 782.
Ottonia punctata *Gr.* II, 194.
Ouratea 552.
— olivaeformis 583.
Ourisia californica *Bth.* II, 239.
Ouvirandra 611. — II, 464, 827.
Ovularia Bixae *Racib.* 44. — II, 864.
— Cerasi *Mc Alp.** 31, 177.
— Oxytropidis *Jacz.* II, 876.
— Pini *Oud.** 177.
Oxalidaceae 540, 601, 609, 610, 616, 695. — II, 193.
Oxalis 441, 609, 612, 613, 615, 617. — II, 259, 273, 466, 586, 634.
— Acetosella *L.* 407, 424.
— bryoides 566.
— bustillosii 566.
— cernua *Phbg.* 695, 696.
— coloradensis *Rydb.** II, 193.
— corniculata *L.* 489. — II, 259.
— corymbosa 538.
— dispar *N. E. Br.* 535.
— erythrorhiza 566.
— filiformis 528.
— hirsutissima 538.
— latifolia 584.
— laureolae 535.
— linearis 538.
— lineata 528.
— maculata 696.
— medicaginea 528.
— mollis 528.
— nahuelhuapiensis *Speg.** II, 193.
Oxalis Noronhae 535.
— palustris 538.
— paraguayensis *Chod.* 538. — II, 193.
— platypila 566.
— rubra *St. Hil.* II, 193.
— — *var.* patagonica *Hieron.* II, 193.
— scandens 528.
— Schraderiana 528.
— sericea 566.
— stenophylla *Speg.** II, 193.
— Sternbergii 538.
— stricta *L.* 418, 528.
— triangularis 538.
— tropaeoloides *Hook.* 696.
— villosa 489.
Oxanthera fragrans *Montrouzier** II, 205.
Oxera neriifolia *Beauvis,* II, 241.
— oblongifolia *Vieill.* II, 241.
Oxyanthus Schumannianus *Wild. et Dur.** II, 238.
— speciosus *P. DC.* 560. — II, 862.
Oxybaphus campestris 566.
— cretaceus *Chod. et Wilcz.** II, 183.
— laevis *Bth.* II, 183.
Oxycoccos 442, 516.
— microcarpa 433.
Oxydendrum arboreum P. 143, 159.
Oxygraphis glacialis 456.
Oxyosmiles *Speg.* N. G. II, 220.
— viscocissima *Spegazz.** II, 220.
Oxypetalum Arnottianum *Back.* 536.
— — *var.* brachystephanum *Malme** 536.
— Chodatianum *Malme** 536. — II, 217.
— clavatum *Malme** 536. — II, 217.
Oxypetalum Hasslerianum *Malme** II, 217.
— macrolepsis *(Hook. et Arn.)* 536.
— — *var.* pilosum *Malme** 536.
— marginatum *Malme** 536. — II, 217.
— ophiuroideum *Malme** 536. — II, 217,
— subcapitatum *Malme** 536. — II, 217.
— vestitum *Malme** 536. — II, 217.
Oxyria II, 439.
— digyna 450, 459, 509, 524.
Oxystegus *Lindb.* 240.
Oxytheca dendroides 566.
— emarginata *Hall.** II, 198.
Oxytropis Bushii *Gandog.** II, 178.
— cachemirica 492.
— densa 492.
— Holdereri *Ulbrich** II, 178.
— lapponica 492.
— leucantha 459.
— Mertensiana 459.
— microphylla 492.
— pilosa P. II, 876.
— Stracheyana 492.
— tatarica 492.
Ozonium auricomum *Lk.* 131.
Ozothamnus Vauvillersii II, 440.

Pachira aquatica *Aubl.* 664.
— insignis *Savigny* 664.
Pachybasidium 131.
Pachycarpus rhinophyllus *(K. Sch.) N. E. Br.** II, 217.
Pachycornia *Hook. fil.* II, 167.
Pachyderma Strossmayeri *Schulz.* 126.
Pachylobus II, 70.

Digitized by Google

Pachyphloeus melanoxanthus *Tul.* 99.
Pachypodanthum confine 658.
— Staudtii 658.
Pachypodium 547.
— Rutenbergianum 547.
Pachyrrhizus II, 47.
— trilobus *DC.* II, 15.
Pachysterigma grisea *Racib.* 208.
Pachytes *Lindl.* 652.
Pachytesta II, 755.
Pacourina edulis 538.
Padina pavonia 568.
Paederia foetida P. 204.
Paeonia P. II, 894, 400.
— coriacea 481.
— lutea *Franch.* 497.
— officinalis *L.* II, 469.
— peregrina P. 115. — II, 395.
— tenuifolia P. 111, 115, — II, 395.
Paeonieae 663.
Paepalanthus 587.
— Arechavatae *Kcke.** II, 147.
— caldensis *Malme** 587. — II, 147.
— manicatus *Malme** II, 147.
— pilulifer 518.
Pagiophyllum cirinicum *Sap.* II, 782.
Palaea 546.
Palaeachlya II, 789.
Palaeopale II, 789.
Palaeoporella II, 770.
Palaquium II, 507.
— Beccarii *Pierre** II, 289.
— calophyllum *Pierre** II, 288.
— ellipsoideum *Becc.** II, 288.
— ferrugineum *Becc.** II, 289.
— gutta *Burck.* II, 898.
— magnoliifolium *Becc.** II, 288.
Palaquium oblongifolium II, 898. — P. 188.
— optimum *Becc.** II, 288.
— tamuredak *Becc** II, 288.
— Vriesei *Pierre** II, 288.
Palicourea costata 580.
Palissya gracilis II, 768.
Paliurus II, 746.
— taurinensis *Peola** II, 759.
Pallenis spinosa 489.
Palmae 849, 881, 585, 610, 613, 614, 615, 616, 617, 654. — II, 48, 291, 444. — P. 187, 139, 148, 151, 161, 168, 164, 170, 179, 199, 201, 202.
Palmella II, 114, 186.
Palmellaceae II, 99.
Palmeria gracilis *Perk.** II, 182.
Palmodactylon II, 90.
Panaeolus 29.
— albellus *Massee** 29, 177.
Panax 490, 613.
— arboreum 564.
— ginseng 880. — II, 840.
— simplex II, 440.
Panchezia collina *Montrouz.* II, 288.
Pancratium illyricum *L.* 484.
— maritimum *L.* 472, 485, 487.
Pandanaceae 614, 615, 616, 655. — II, 291.
Pandanus 840, 655, 827. — P. 188, 197.
— Butayei *De Wild.* II, 871.
— dubius *Spr.* II, 488.
— utilis 547. — II, 55.
— Veitchii P. 156.
Pandorina II, 120.
— morum II, 99.
Pangium edule II, 47.
Panicularia 644.
— Davyi *Merrill** II, 149.
Panicularia Holmii *Beal** 644. — II, 149.
— nervata 524.
— pallida 644.
— plicata 467.
— Torreyana *(Spr.) Merrill** II, 149.
Panicum 549. — II, 148. — P. 175, 192.
— amarum 516. — P. 106, 204. — II, 898.
— amphibium P. 176. — II, 866.
— bongaense *Pilg.** II, 149.
— burgu II, 823.
— callosum *Pilg.** II, 149.
— capillare 428.
— chromatostigma *Pilg.** II, 150.
— ciliocinctum *Pilg.** II, 150.
— colonum 556.
— Crus-galli *L.* 465, 558.
— elephantipes 541, 554.
— grossarium 534.
— haplocaulos *Pilg.** II, 150.
— lineare 418.
— longiflorum II, 889.
— longipetiolatum *Pilg.** II, 149.
— maximum II, 885.
— miliaceum *L.* 868. — P. II, 890.
— mitophyllum *Pilg.** II, 150.
— molle II, 884.
— monachne *Trin.* II, 149.
— monostachyum II, 885.
— nitidum P. 197.
— oligobrachiatum *Pilg.** II, 150.
— plantagineum 584.
— pyramidale II, 828.
— Rautanenii *Hack.** II, 149.
— rovumense *Pilg.** II, 149.

Digitized by Google

Panicum Schmitzii *Hack.** II, 150.
— stipitatum 515.
— teneriffae *(L.) Parl.* II, 559.
— tonsum 382.
— turgidum II, 822.
— Urvilleanum P. 168.
— virgatum P. 171.
Pantacantha *Speg.* N. G. II, 240.
— Ameghinoi *Speg.** II, 240.
Panteliella *Kieff.* II, 543.
Panus 29.
— luteolus *Massee** 29, 177.
— spathulatus *Massee** 29, 177.
Papaver 364, 616. — II, 10.
— alpinum *L.* 456. — II, 504.
— Argemone *L.* II, 499. — P. 7, 178.
— dubium *L.* 400, 418. — II, 573.
— nudicaule 459.
— orientale *L.* II, 495.
— pilosobracteatum 696.
— pygmaeum *Rydb.** II, 193.
— radicatum *Rottb.* 450, 458. — II, 659.
— Rhoeas *L.* 398, 468, 476, 696. — II, 495, 503, 504, 573, 784, 797.
— somniferum *L.* 425.
Papaveraceae 614, 616, 696. — II, 193.
Papayaceae 696.
Paphiopedilum II, 313, 784.
— barbatum II, 313.
— Chamberlainianum II, 813.
— superbiens II, 790.
— superbiens × villosum II, 790.
— venustum II, 313.
Paphiopedilum villosum II, 790.
Papilionaceae 389, 688. — II, 470, 484.
Papillaria 284.
— africana *C. Müll.* 285.
— aurea *(Griff.) Ren. et Card.* 253.
— Boivini *Besch.* 235.
— Cameruniae *C. Müll.* 286.
— floribunda *C. Müll.* 284.
— fulvastra *Besch.* 285.
— jumboana *C. Müll.* 286.
— laeta *R. C.* 235.
— longissima *(C. Müll.) Fl.* 253.
— — *var.* densifolia *Fl.* 253.
— — *var.* tenuis *Bosch et Lac.* 253.
— Miqueliana *(C. Müll.) Ren. et Card.* 253.
— — *f.* robusta *Fl.* 253.
— torticuspis *Broth.* 246.
Paracolonbacillen 278.
Paradisanthus Mosenii *Rchb. f.* II, 159.
— paranensis *Barb. Rodr.* II, 160.
— paulensis *Barb. Rodr.** II, 159.
Paradombeya *Stapf* N. G. II, 207.
— burmanica *Stapf** 709. — II, 207.
— sinensis *Dunn** 709. — II, 207.
Paragonia pyramidata 530.
Paralia II, 606.
Paramaecium II, 634.
Parameria II, 884.
— glandulifera *Benth.* II, 889.
— polyneura *Hk. f.* II, 884.
Parapodium crispum *N. E. Br.* 660. — II, 215.
Parartocarpus borneensis *Becc.** II, 209.
— bracteata *(King) Becc.** II, 209.
— excelsa *Becc.** II, 209.
— papuana *Becc.** II, 209.
Parathesis adenanthera 352.
— calophylla 352.
— Candolleana *Mez** II, 235.
— chiapensis 352.
— corymbosa 352.
— cubana 352.
— Donnell-Smithii *Mez** II, 235.
— Eggersiana *Mez** II, 235.
— fusca *(Oerst.) Mez* 352. — II, 235.
— glabra 352.
— macrophylla 352.
— melanosticta 352.
— Moritziana *Mez** II, 235.
— Oerstediana *Mez** II, 235.
— pleurobotryosa 352.
— Rothschuhiana *Mez** II, 235.
— serrulata *(Sw.) Mez** 352. — II, 235.
— sessilifolia *Mez* 352.
— trichogyna *Mez* 352.
— venezuelana *Mez** II, 235.
Parietales 637.
Parietaria II, 510, 511.
— diffusa 469.
— officinalis II, 510.
— ramiflora 489.
Parinarium Hahlii *Warb.* 366. — II, 874.
— Holstii *Engl.* II, 862.
— Mobola 553, 557, 559.
— Whytei 557.
Paris 612. — II, 266, 309, 464, 784, 797.
— quadrifolia *L.* 424, 612, 625. — II, 266, 309. — P. 116.

Digitized by Google

Paritium tiliaceum II, 828.
Parkeriaceae II, 762.
Parkerioidea II, 762.
— Stephanensis *Ren.* II, 762.
Parkia biglobosa II, 876.
— Bussei *Harms* 556. — II, 175.
— felicoidea II, 822.
— Hildebrandtii 557.
Parkinsonia 686. — II, 488.
— aculeata 686. — II, 488.
Parmelia sinuosa II, 84.
Parmularia discoidea *Racib.* II, 868.
Parnassia 704. — II, 808.
— Kotzebuei 459.
— ovata 498.
— palustris *L.* 898, 459. — II, 499, 508.
Parodiella 25.
— grammodes *(Kze.) Cke.* 80.
Paronychia argyrocoma 512.
— bonariensis 892.
— brasiliana 892.
— chilensis 566.
— Cossoniana 481.
— nivea 481.
Paronychiaceae 615. — II, 277.
Paropsia reticulata 554.
Parquetina gabonica *Baill.* II, 217.
Parrya arctica II, 440.
— exscapa 456, 492.
— lanuginosa 492.
— macrocarpa 492.
— microcarpa 456, 459.
— prolifera 492.
Parthenium incanum II, 486.
Parthenocissus 516.
— quinquefolia 408.
— tricuspidata P. II, 898.
Paschanthus Jaeggii II, 824.
Paspalum P. 175.
— australe *Nash** II, 150.
— fimbriatum 584.
— glabrum 584.
— kentuckiense *Nash** II, 150.
— platense P. 155.
— stoloniferum 480. — II, 885.
— vaginatum 486.
Passalora fasciculata *(Cke. et Ell.) Earle* 129, 178.
— Helleri *(Earle) Earle* 129, 178.
Passiflora 612. — II, 647, 648, 784.
— Actinia 696.
— aetheonantha *B. Rodr.** II, 194.
— alliacea *Barb. Rodr.** II, 194.
— ambigua *Hemsl.** 582, 696. — II, 194.
— anadenia *Urb.** II, 198.
— bicrura *Urb.** II, 198.
— capsularis 589.
— chrysophylla 589.
— circinata 589.
— coerulea 488, 588. — II, 800.
— coriacea *A. Rich.* II, 198.
— cubensis *Urb.** II, 198.
— dasyadenia *Urb.** II, 198.
— foetida 589. — II, 884.
— Guedesii *Hub.** II, 194.
— lanata 529.
— luciensis *Urb.** II, 198.
— maculifolia *Mast.** II, 194.
— Maximiliana 589.
— murucuja *Gris.* II, 198.
— murucuja *Mast.* II, 198.
— oblongata *Gris.* II, 198.
— orbiculata *Urb.* II, 198.
— oreganensis 589.
— paraguariensis 589.
Passiflora quadrangularis 584.
— tricuspis 588.
— vernicosa *B. Rodr.** II, 194.
— violacea 589.
Passifloraceae 889, 537, 540, 550, 616, 687, 696 — II, 198.
Pasteurella 95.
Pastinaca 864. — II, 671.
— opaca *Bernh.* II, 535.
— sativa *L.* 868, 425, 489, 504, 625. — II, 535.
Patagonium II, 178.
— Ameghinoi *(Speg.) Speg.** II, 178.
— aphananthum *Speg.** II, 178.
— canescens *(A. Gr.) Speg.** II, 178.
— compactum 566.
— filipes *(As. Gr.) Speg.** II, 178.
— glareosum *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— graminideum *Speg.** II, 178.
— griseum *(Hk. fil.) Speg.** II, 178.
— leptopodum *(Speg.) Speg.** II, 178.
— nanum *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— obovatum 566.
— oligophyllum 566.
— patagonicum *(Speg.) Speg.** II, 178.
— pinifolium *(Gill.) Chod. et Wilcz.** II, 178. — P. 196.
— polygaloides *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— rafaelense *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— retrofractum 566.
— salicornioides *(Speg.) Speg.** II, 178.
— Schneideri 566.
— Silvestrii *Speg.** II, 178.

Digitized by Google

Patagonium subsericeum *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— suffocatum *(Hook. fil.) Speg.** II, 178.
— tehuelches *(Speg.) Speg.** II, 178.
— trifoliatum *(Gill.) Speg.** II, 178.
— trijugum *(Gill.) Chod. et Wilcz.** 566. — II, 178.
— triste *Chod. et Wilcz.** II, 178.
— villosum *(Hook. fil.) Speg.** II, 178.
Patagonula americana *L.* II, 51.
— Bahiensis *Moric.* II, 51.
Patellaria argyrioides *Rehm* 167.
— callispora *Penz. et Sacc.** 178.
— Hamamelidis *Peck* 17, 151.
— myrticola *Rehm* 167.
— subatrata *Rehm* 167.
— tetraspora *Massee et Morg.** 178.
Patellariaceae 7, 14, 28.
Patinella chlorosplenioides *Penz. et Sacc.** 178.
— phyllogena *Penz. et Sacc.** 178.
Patouillardiella javanica *Penz. et Sacc.** 178.
Patrinia rupestris 501.
— scabiosa 501.
— scabiosifolia P. 135.
— sibirica 456.
Patrinieae 638.
Pauletia II, 484.
Paullinia 616, 618. — II, 48, 823.
— cupana II, 53.
— frutescens glabrescens 584.
— trigona *Vell.* II, 49.
Paulownia 708. — II, 491.
— imperialis II, 56.
Pavetta P. II, 386.
— angustifolia P. II, 386.
— lanceolata P. II, 386.
— nana *K. Sch.** II, 238.
— Warburgiana *Wild. et Dur.** II, 238.
Pavia 682.
— californica 682.
— parviflora 682.
— turbinata 682.
Pavonia 616. — II, 823.
— belophylla *Hochr.** II, 181.
— hirsuta *Hochreut.* II, 181.
— macrotis *Bak.* II, 181.
— pulchra *Hochr.** II, 181.
— rhodantha *Hochr.** II, 181.
— typhalaea 528.
— vespertilionacea *Hochr.** II, 181.
Payena Leerii II, 55.
— stipularis *Burck.* 704.
Paxilleae 28.
Peckia mate *Speg.** 178.
Pecopteris II, 767, 768.
— Candolleana II, 733.
— leptophylla *Bunbury* II, 781.
— pennaeformis II, 733.
— tenuifolia II, 733.
— unita II, 767.
— villosa II, 767.
— whitbyensis *Brongn.* II, 781.
Pectocarya chilensis 529.
Pedaliaceae 548, 609, 697. — II, 237, 443.
Pedaliophyton *Engl.* N. G. II, 237.
— Busseanum *Engl.** II, 287.
Pedalium 540, 546, 547.
— murex *L.* 554, 633.
Peddiaea longipedicellata 709.
— — *var.* multiflora 709.
— polyantha 558.
Pediastrum II, 101, 122, 599.
— Boryanum II, 94.
Pedicellaria pentaphylla 553.
Pedicularis II, 269.
— alaschanica 495.
— capitata 459.
— cheilanthifolia 495.
— comosa 501.
— euphrasioides 501.
— foliosa 474. — II, 477.
— grandiflora 501.
— Hacqueti *Graf* 429. — II, 477.
— hians *Eastwood** II, 289.
— hirsuta 459. — II, 439.
— jurana *Steingr.* 474, 707.
— lanata 459. — II, 439.
— Langsdorffii 459.
— longiflora 495.
— Oederi 495.
— palustris 612. — P. II, 395, 399.
— Przewalskii 495.
— resupinata 457, 501.
— rhinanthoides 495.
— sceptrum carolinum 501. — II, 483. — P. II, 399.
— semibarbata 524, 525.
— silvatica 413. — P. 194.
— spicata 501.
— sudetica 459.
— summana 429.
— verticillata 459.
Pelargonium 357, 614, 617, 710, 784, 788, 790, 797. — P. 119.
— Goetzeanum 559.
— zonale II, 29, 341. — P. 119.
Pellaea II, 694, 718.
— atropurpurea II, 698, 719, 721.
— gracilis *(Michx.) Bedd.* II, 719.
Pellia calycina *Nees* 218, 226.
— epiphylla 218.
Pellionia II, 278.

Digitized by Google

Pellionia Daveauana II, 269, 278.
Pellionella deformans *Penz. et Sacc.** 178.
Peloronectria 25.
Peltandra virginica 510.
Peltigeromyces 25.
Peltiphyllum 610, 617.
Peltophorum dasyrhachis 548.
Pemphigus affinis *Kaltb.* II, 574.
— bursarius *L.* II, 574.
— gnaphalii *Kaltb.* II, 518.
— marsupialis *Courch.* II, 574.
— populi *Courch.* II, 574.
— Riccobonii *Dest.* II, 562.
— semilunaris *Pass.* II, 578.
— spirothecae *Pass.* II, 574, 585.
— utricularius *Pass.* II, 562.
— vesicarius *Pass.* II, 574.
Pemphis II, 296.
— acidula 340. — II, 295.
Penicilliopsis 25.
— clavariaeformis *Solms* II, 868.
Penicillium 45, 46, 47, 50, 52, 57, 58, 62, 81. — II, 861.
— brevicaule 48.
— descissens *Oud.** 178.
— digitatum 87. — II, 425.
— geophilum *Oud.** 178.
— glaucum *Lk.* 81, 86, 88, 43, 45, 46, 55, 57, 58, 809. — II, 360, 877, 626.
— griseum 88.
— humicola *Oud.** 178.
— roseum *Lk.* 81.
— silvaticum *Oud.** 178.
Penieae II, 124.
Peniophora crassa *Burt.** 178.
— Eichleri *Bres.** 8, 178.
Penium II, 128, 124.
— diadematum *Gutw.** II, 141.
— heterotaphridium *West** II, 141.
— navicula *Bréb.* II, 124.
— polymorphum 480.
— — *var.* longius *Bohlin** 480.
— spirostriolatiforme *West** II, 141.
Pennisetum 556, 557.
— Benthami 558.
— flaccidum 497.
— spicatum P. 82. — II, 866.
— typhoideum 558. — II, 822. — P. 108.
Pentaclethra macrophylla II, 888.
Pentacme suavis 544.
— — *var.* obtusifolia *Heim** 544.
Pentadesma butyraceum *Sabine* II, 846, 868.
Pentanisia rhodesiana *Sp. Moore** II, 288.
— sericocarpa *Sp. Moore** II, 288.
— variabilis 559.
Pentapanax angelicifolium 588.
Pentapetes II, 207.
Pentarhaphia corymbosa *Hanst.* II, 280.
— duchartreoides *Wright* II, 280.
— ferruginea *Wright* II, 280.
— incurva *Gris.* II, 280.
— glandulosa *Gris.* II, 280.
— longiflora *Rolfe* II, 280.
— salicifolia *Gris.* II, 280.
— triflora *Gris.* II, 280.
Pentarrhinum fasciculatum *K. Sch.* II, 217.
— insipidum 560.
Pentatropis fasciculatus *(K. Sch.)* N. E. *Br.** II, 217.
Pentstemon antirrhinoides 524.
— caespitosus II, 239.
— — *var.* suffruticosus *Gray* II, 289.
— diffusus II, 488.
— Gormanii *Greene** II, 289.
— gracilis P. 197.
— labrosus 525.
— Owenii *A. Nels.** II, 289.
— spectabilis 524.
— Rothrockii 525.
— xylus *Av. Nelson** II, 289.
Penzigia 25.
Peperomia 584, 602, 612, 617, 685. — II, 16, 278, 811.
— acuminata *C. DC.* II, 195.
— acuminata *Dahlst.* II, 195.
— acuminata *Gris.* II, 195.
— acuminata *Miq.* II, 195.
— alata *Henschen.* II, 195.
— alata *R. et P.* II, 195.
— — *var.* angustifolia *C. DC.* II, 195.
— — *var.* pterocaulis *C. DC.* II, 195.
— alpina *Gris.* II, 196.
— alpina *Mart. et Gal.* II, 196.
— amplexicaulis *A. Dietr.* II, 195, 196.
— — *var.* longifolia *C. DC.* II, 195.
— amplexifolia *(Lk.) A. Dietr.* II, 196.
— angulata *Dahlst.* II, 196.
— antillarum *C. DC.* II, 195.
— Ballisii *Dahlst.* II, 196.
— brachyphylla *A. Dietr.* II, 195.
— Broadwayi *C. DC.* II, 195.
— caulibarbis *Miq.* II, 195.

Digitized by Google

Peperomia circularis *Henschen*. II, 196.
— circinnata *Lk*. II, 196.
— clusiifolia *Hook*. II, 195.
— concinna *(Haw.) A. Dietr*. II, 195.
— cubana *C. DC*. II, 195.
— cubensis *C. DC*. II, 195.
— cuneifolia *A. Dietr*. II, 196.
— cuspidata *Dahlst*. II, 195.
— cyclophylla *Hemsl*. II, 195.
— Davisii *N. A. Britton** 534, 697. — II, 196.
— demissa *Dahlst*. II, 194.
— dendrophila *Gris*. II, 195.
— diaphanoides *Dahlst*. II, 195.
— — *var*. vincentensis *Dahlst*. II, 195.
— distachya *A. Dietr*. II, 195.
— Dussii *C. DC*. II, 195.
— emarginella *C. DC*. II, 194.
— exilis *Gris*.* 194.
— filiformis *A. Dietr*. II, 196.
— galioides *Kth*. II, 196.
— glabella *A. Dietr*. II, 195.
— glabella *Gris*. II, 195.
— gouadeloupensis *DC*. II, 195, 197.
— — *var*. pubescens *C. DC*. II, 195.
— Grisebachii *C. DC*. II, 196.
— Harrisii *C. DC*. II, 195.
— hederacea *Miq*. II, 195.
— hemionitidifolia *Ham*. II, 195.
— hernandiifolia *A. Dietr*. II, 195.
— hirta *C. DC*. II, 195.
— hirtella *Gris*. II, 195.
— inophylla *Gris*. II, 195.
Peperomia lunaria *Ham*. II, 197.
— lunaris *A. Dietr*. II, 194.
— maculosa *Hook*. II, 195.
— magnoliifolia *A. Dietr*. II, 195.
— major *C. DC*. II, 195.
— melanostigma II, 195.
— — *var*. glabrior *C. DC*. II, 195.
— metapoliensis *C. DC*. II, 194.
— minima *C. DC*. II, 194.
— Miqueliana *Gris*. II, 194.
— monsterifolia *Gris*. II, 195.
— myrtifolia *Dahlst*. II, 195.
— myrtillus *Miq*. II, 196
— nematostachys *Lk*. II, 195.
— nemorosa *C. DC*. II, 195.
— nigropunctata *Miq*. II, 195.
— nummularifolium *Kth*. II, 195.
— obovata *C. DC*. II, 196.
— obtusifofia *A. Dietr*. II, 195.
— — *var*. clusiifolia *C. DC*. II, 195.
— — *var*. cuneata *Gris*. II, 195.
— obversa *A. Dietr*. II, 196.
— ovalifolia *Hook*. II, 196.
— Parkeriana *Miq*. II, 195.
— pellucida II, 310.
— pellucida *Gris*. II, 195.
— pellucida *Kth*. II, 195.
— petiolaris *C. DC*. II, 195.
— polystachya *Hook*. II, 197.
— Ponthieui *Miq*. II, 195.
— producta *Gris*. II, 195.
— producta *Sauv*. II, 195.
— pseudoamplexicaulis *C. DC*. II, 195.
Peperomia pseudomajor *C. DC*. II, 195.
— pseudo-pereskiifolia *C. DC*. II, 196.
— pulchella *A. Dietr*. II, 196.
— pulicaris *Opiz* II, 195.
— quadrangularis *A. Dietr*. II, 196.
— quadrifolia *Kth*. II, 196.
— reflexa *(L.) A. Dietr*. II, 196, 197.
— reniformis *A. Dietr*. II, 194.
— repens *Kth*. II, 195.
— rhombea *R. et P*. II, 196.
— rhomboides *Dahlst*. II, 196.
— rubella *(Ham.) Hook*. II, 196.
— Rupertiana *C. DC*. II, 195.
— septuplinervis *C. DC*. II, 195.
— serpens *Gris*. II, 195.
— simplex *Haw*. II, 196.
— Sintenisii *C. DC*. II, 195.
— Smithiana *C. DC*. II, 195.
— spathophylla *Dahlst*. II, 194.
— stellata *A. Dietr*. II, 196.
— suaveolens *Ham*. II, 196.
— subrotunda *A. Dietr*. II, 195.
— subrotundifolia *C. DC*. II, 195.
— Swartziana *Gris*. II, 196.
— talinifolia *Lk*. II, 196.
— tenerrima II, 196.
— tithymaloides *A. Dietr*. II, 195.
— trifolia *C. DC*. II, 196.
— trifolia *Dahlst*. II, 196.
— trifolia *A. Dietr*. II, 196.
— trinervis II, 195.

Digitized by Google

Peperomia trinervis *var.* brachyphylla *C. DC.* II, 195.
— truncigaudens *C. DC.* II, 195.
— ukingensis 560.
— urophylla *Fisch. et Mey.* II, 195.
— Velloziana *Miq.* II, 195.
— velutina *Urb.* II, 195.
— verticillata *A. Dietr.* II, 196.
— vicentiana *Miq.* II, 194.
— yabucoana *C. DC. et Urb.* II, 195.
Peranemaceae II, 126.
Perebea macrophylla II, 898.
Perezia megalantha *Speg.* II, 225.
— oleracea *O. Ktze.* II, 225.
— pampeana *Speg.** II, 225.
— pungens 581.
— sessiliflora *Speg.* II, 222.
Periballia minuta (*L.*) *Asch. et Gr.** II, 150.
Periblepharis Schwackeana *(Taub.) v. Tiegh.** II, 212.
Perichaena annulifera *Boud.** 11, 178.
— cornuvioides *Cel. fil.* 92.
Perichlaena Richardi *Hook.* 664.
Periconia 17, 18.
— abietina *(Peck) Sacc.* 18.
— albiceps *Peck* 18.
— byssoides *Pers.* 17.
— Citharexyli *P. Henn.** 26, 178.
— Commonsii *Earle** 17, 178.
— epiphylla *Schw.* 17.
— Langloisii *Earle** 17, 178.
— lateralis *Ell. et Ev.* 17.
— nigriceps *(Peck.) Sacc.* 17.
Periconia opaca *Cke.* 17.
— Palmeri *Earle** 17, 178.
— pycnospora *Fres.* 17.
— tenuissima *Peck.* 18.
Perideraea fuscata 481.
Peridermium 115. — II, 895.
— abietinum II, 898.
— balsameum *Peck* 88. — II, 898.
— conorum 41.
— Jaapii 115.
— Pini (*Willd.*) *Kleb.* II, 895.
— Strobi *Kleb.* II, 874.
Peridineae 569. — II, 88, 94, 96, 98, 101, 104, 125, 127.
Peridinium II, 104, 125.
— alatum *Garbini** 125, 141.
— cinctum II, 99.
— conicum *Gran** II, 142.
— divergens II, 101, 111, 142.
— — *var.* conica *Gran** II, 142.
— pentagonum *Gran** II, 142.
— — *var.* sinuosa *Lemm.** II, 142.
— tabulatum II, 98, 125.
Perilla ocymoides 518.
Periploca graeca II, 510, 511.
— latifolia *K. Sch.* II, 217.
— nigrescens *Afzel.* II, 217.
Periptera punicea *DC.* II, 181.
Perisporiaceae 11, 24, 26, 27, 28. — II, 868, 865.
Perisporiales 14.
Perisporites II, 756.
Perisporium(Perisporiella) Myristicae *P. Henn.** 178.
— vulgare *Cda.* II, 871.
Peristrophe angustifolia *Nees* II, 48.
Peritoma II, 784.
— serrulatum II, 788.
Peroniella II, 89.
Peronospora 80. — II, 324, 372, 389, 427, 428, 486, 784.
— affinis 95.
— Alsinearum *Casp.* 84, 95.
— arborescens *(Berk.) De By.* 34, 78.
— Bulbocapni *G. Beck.* 84.
— calotheca *De By.* 34.
— Corydalis *De By.* 84.
— cristata *Tranzsch.** 7, 178.
— cubensis *B. et C.* 44. — II, 865.
— — *var.* atra *Zimm.** 44. — II, 865.
— effusa (*Grev.*) *Rbh.* 84. — II, 874, 875.
— Erodii *Fuck.* 84.
— Ficariae 78.
— Lamii (*Al. Br.*) *De By.* 34.
— obovata *Bon.* 34.
— parasitica (*Pers.*) *Tul.* 84, 78, 84. — II, 873, 890.
— Polygoni 41.
— pulveracea 78.
— Radii II, 796.
— Schachtii 81. — II, 876, 888, 889.
— Schleideni *Ung.* II, 870.
— sparsa 78.
— Trifoliorum *De By.* II, 870, 873, 876.
— Urticae 9.
— Valerianellae *Fuck.* II, 876.
— Viciae *(Berk.) De By.* 84. — II, 870, 875.
— violacea II, 796.
— Violae 78, 95.
— viticola II, 870.
Peronosporaceae 7, 14, 15, 26, 28. — II, 865.
Peronosporites II, 756.

Digitized by Google

Perrisia II, 519, 584, 571, 581.
— acericrispans *Kieff.* II, 518.
— acrophila (*Winn*) II, 571.
— affinis *Kieff.* II, 583.
— Andrieuxi *Trott.** II, 567.
— Asparagi *Tavares** II, 568.
— Asperulae (*Fr. Löw*) II, 568.
— Broteri *Tavares** II, 570.
— Bryoniae (*Bouché*) II, 568.
— capitigena *Br.* II, 520.
— Coronillae *Tavares** II, 569.
— Crataegi (*Winn.*) II, 569.
— ericae scopariae *Duf.* II, 528, 571.
— ericina *Fr. Löw* II, 518, 566, 570, 571.
— floriperda *F. Löw* II, 528.
— galii *H. Löw* II, 528, 571.
— Halimii *Tavares** II, 566.
— Herminii *Tavares** II, 566.
— hygrophila (*Mik.*) II, 571.
— hyperici (*DC.*) II, 572.
— loticola *Rübs.* II, 572.
— marginemtorquens *Winn.* II, 518.
— myosotidis *Kieff.** II, 544.
— oenophila *Haimh.* II, 583.
— parvula (*Lieb.*) II, 569.
— periclymeni *Rübs.* II, 572.
— plicatrix *H. Löw.* II, 581.
— rosarum *Hardy* II, 581.
Perrisia salicariae *Kieff.* II, 572.
— sampaina *Tavares** II, 572.
— Trotteri *Tavares** II, 567.
— tubicola *Kieff.* II, 582.
— urticae *Vall.* II, 547, 583.
— veronicae *Vall.* II, 583.
— viciae II, 520.
— Zimmermanni II, 566, 570.
Perrottetia racemosa 500.
Perseophyllum II, 748.
Persica vulgaris *DC.* II, 573. — P. 79. — II, 409.
Persoonia propinqua *Deane** II, 738.
Pertusaria Westringii 472.
Pertya triloba 502.
Perularia fuscescens 502.
Pestalozzia 29, 42.
— Andropogonis *Rostr.** 29, 178.
— Anthurii *P. Henn.** 26, 178.
— Ardisiae *P. Henn.** 26, 178.
— Batatae *Ell. et Ev.** 178.
— Cinnamomi II, 368.
— Guepini *Desm.* 28, 27, 44, 78. — II, 364, 368, 832.
— — *subspec.* Vaccinii *Shear** 23.
— juniperi *Allesch.* 149.
— leucodisca *Penz. et Sacc.** 178.
— Mali *Ell. et Ev.** 33, 178.
— pezizoides *De Not.* 33.
— Polygoni 41.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 178.
Pestalozziella *Sacc. et Ell.* 42.
Pestalozzina *Sacc.* 42.
Petalidium cirriferum *Sp. Moore** II, 212.
Petalidium Gosswilleri *Spenc. Moore** II, 212.
— tomentosum *Sp. Moore** II, 212.
Petalophyllum Ralfsii *Gott.* 216.
Petasites 612, 618.
— albus 408, 409, 414.
— frigidus 459. — II, 440.
— niveus 473.
— ochroleucus 489.
— officinalis 439, 440.
— tomentosus 398.
Petraea volubilis II, 446.
Petrocallis pyrenaica *R. Br.* II, 451.
Petroselinum 364. — P. 117.
— sativum 503. — P. II, 372.
— segetum *Koch* II, 589.
Peucedanum 618.
— alsaticum 489.
— araliaceum *Benth.* 598. — II, 80, 825.
— — *var.* fraxinifolium *Hiern.* II, 80.
— cartilagineo-marginatum *Mak.** 504. — II, 208.
— Cervaria *Guss.* 415. — P. II, 399.
— decursvium 504. — P. 117. — II, 399, 400.
— deltoideum *Makino** 504. — II, 208.
— japonicum 504.
— Kingaense 560.
— Malcolmii 493.
— multivittatum 504.
— Oreoselinum (*L.*) *Mnch.* 419. — P. 117, 190.
— Ostruthium 408.
— palustre 337.
— parisiense P. II, 399.
— salinum P. 117, 135.
— terebinthiacum 501, 504.
— vaginatum 501.

Digitized by Google

Peyssonnelia Dubyi *Crouan* II, 110.
— rugosa II, 111.
Peziza (Dasyscypha) arida *Phill.* 22.
— badia *Pers.* 88.
— citrina *Penz. et Sacc.** 178.
— coccinea *Jacq.* 10, 104.
— fulgens *Pers.* 17.
— luteovirescens *Rob.* 17.
— medusina *Speg.* 179.
— Morgani *Massee** 179.
— nana *Massee et Morg.** 179.
— pallidovirescens *Phil.* 17.
— repanda *Whlbg.* 88.
— Willkommii *Hart.* 101. — II, 374, 410.
Pezizaceae 12, 14, 15, 28, 26, 28.
Pezizella armeniaca *Penz. et Sacc.** 179.
— avellanea *Penz. et Sacc.** 179.
— convexella *Penz. et Sacc.** 179.
— epibrya *Penz. et Sacc**. 179.
— glaberrima *Penz. et Sacc.** 179.
— isabellino-rufa *Penz. et Sacc.** 179.
— subceracella *Penz. et Sacc.** 179.
— tjibodensis *Penz. et Sacc.** 179.
Pezicula cinnamomea (*Pers.*) *Sacc.* 80.
Phaca II, 465.
Phacelia 528, 682. — II, 310.
— Aldersonii *Gr.** II, 281.
— bifurca *Gr.** II, 280.
— Bioletii *Gr.** II, 281.
— cicutaria *Gr.** II, 281.
— circinata P. 192.
— commixta *Gr.** II, 281.
— Congdonii *Gr.** II, 281.
Phacelia congesta *Hook.* II, 486.
— corrugata *Aven Nelson** II, 280.
— cryptantha *Gr.** II, 281.
— decumbens *Greene** II, 280.
— eremophila *Gr.** II, 281.
— fastigiata *Gr.** II, 280.
— heterosepala *Gr.** II, 281.
— nemophiloides *Gr.** II, 281.
— polystachya *Gr.** II, 280.
— stimulans *Eastwood** II, 280.
— subsinuata *Gr.** II, 281.
— tanacetifolia 898.
Phacelocarpus affinis *Hariot** II, 109, 142.
— japonicus *Okam.** 105, 142.
— Labillardieri II, 105.
Phacelophrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— bracteosum (*Warb.*) *K. Sch.** II, 156.
— interruptum (*Warb.*) *K. Sch.** II, 155.
— longispica (*Warb.*) *K. Sch.** II, 156.
— maximum (*Bl.*) *K. Sch.** II, 156.
— nicobaricum (*F. Didr.*) *K. Sch.** II, 156.
— tapirorum (*Ridl.*) *K. Sch.** II, 156.
Phacidiaceae 12, 14, 15, 26, 28.
Phacotaceae II, 118.
Phacotus II, 186.
— lenticularis II, 186.
Phacus clavata *Dangeard** II, 142.
Phaeangium lignicolum (*Preuss*) *Sacc. et Syd.** 179.
— patellatum (*Cke.*) *Sacc. et Syd.** 179.
Phaeangium phaeosporum (*Cke.*) *Sacc. et Syd.** 179.
— punctoideum (*Cke.*) *Sacc. et Syd.** 179.
— Rubi (*Baeuml.*) *Sacc. et Syd.** 179.
— tetrasporum (*Ell.*) *Sacc. et Syd.** 179.
Phaeocystis II, 104.
— Pouchetii II, 108.
Phaeodactylon *Bohlin* II, 126, 598, 601.
— Reichelti (*Voigt*) *Bohlin* II, 126, 601.
Phaeodiscula *Cub.* 42.
— atrata *Penz. et Sacc.** 179.
— atratula *Penz. et Sacc.** 179.
— gonospora *Penz. et Sacc.** 179.
— minutella *Penz. et Sacc.** 179.
Phaeopezia apiculata (*Cke.*) *Sacc.* 185.
— applanata (*Rabh. et Gonn.*) *Sacc.* 185.
— crinita (*Bull.*) *Sacc.* 185.
— elastica *Pat. et Gaill.* 185.
— fuscocarpa (*Ell. et Holw.*) *Sacc.* 185.
— lignicola *Rostr.* 185.
— marchica *Rehm* 185.
— Novae-Terrae *Ell. et Ev.* 185.
— Nuttallii *Ell. et Ev.* 17.
— olivacea *Pat.* 185.
— orientalis *Pat.* 185.
— phaeospora (*Hazsl.*) *Sacc.* 185.
— Puiggarii *Speg.* 186.
— reperta (*Boud.*) *Sacc.* 186.
— retiderma (*Cke.*) *Sacc.* 186.
— splendens *Pat.* 186.
— tahitensis *Pat.* 186.
— vinacea *Clem.* 186.

Digitized by Google

Phaeophyceae 568. — II, 88, 102, 107, 109, 111,
Phaeoptilon spinosum *Radlk.* 489. — II, 178.
Phaeosolenia *Speg.* N. G. 27.
— platensis *Speg.** 27, 179.
Phaeostroma parasiticum *Börgesen** II, 142.
Phaeozoosporeae II, 127.
Phagnalon rupestre *DC.* II, 528, 562.
— saxatile *Can.* II, 528.
— saxatile × sordidum II, 225.
— telonense *Fourreau** II, 225.
Phakopsora II, 398.
— Ampelopsidis *Diet. et Syd.* II, 398.
— Ehretiae *(Barcl.) Hirats.* II, 398.
— (?) Kraunhiae *Diet.** 110, 179.
— Vitis (*Thüm.*) *Syd.* 110.
Phalacroma Jourdani II, 125.
Phalaenopsis Kunstleri 651.
Phalaris 612. — P. 116. — II, 396.
— aquatica 481.
— arundinacea *L.* II, 505.
— brachystachys *Lk.* II, 562.
— canariensis P. 112.
— subulata *Savi* II, 150.
Phallaceae 28.
Phalloideae 7, 125.
Phanacis *Först.* II, 548.
Pharbitis cathartica 534.
— tomentosa *Choisy* II, 228.
Pharcidia cupularis *Pat.** 179.
Pharus cornutus *Hack.** II, 150.
Phasconica *C. Müll.* 289.
Phascum *L.* 240.
Phascum cuspidatum 217.
— Floerkeanum *W. et M.* 228.
— (Euphascum) molle *E. Müll.** 258.
Phaseolus 339, 363, 499, 613. — II, 485, 629, 645, 648, 784, 823, 827.
— adenanthus 548.
— appendiculatus *Benth.* II, 485.
— caracalla *L.* II, 485.
— clitorioides *Mart.* II, 485.
— Dalzellii *T. Cooke** II, 178.
— lunatus II, 47.
— multiflorus *Lam.* II, 326, 538, 645.
— Mungo 556.
— peduncularis *H. B. K.* 528. — II, 485.
— perennis 513.
— prostratus *Benth.* II, 485.
— semierectus *L.* II, 485.
— tragilensis 528.
— truxillensis *H. B. K.* II, 485.
— vulgaris *L.* 556. — II, 326, 485, 573, 628, 787. — P. II, 869.
— — *var.* praecox *Alef.* II, 485.
Phegopteris *Fée* II, 716.
— calcicola 475. — II, 711.
— caudata II, 724.
— Dryopteris II, 705, 748.
— flavo-punctata *(Klf.)* II, 724.
— Phegopteris II, 718.
— polypodioides II, 705, 748.
— Robertiana II, 718.
— Ulei *Christ** II, 724, 730.
Phelipaea coerulea 471.
Phellopterus littoralis 508.
Phialea 25.
Phialea Asplenii *(Racib.) Sacc. et Syd.** 179.
— cotyledonum *Oud.** 179.
— glaucescens *Penz. et Sacc.** 179.
Philadelphus 517, 704.
— confusus *Piper** II, 206.
— coronarius *L.* II, 32, 335, 644.
— floridus *Beadle** 704. — II, 206.
— gloriosus *Beadle** 704. — II, 206.
— Gordonianus II, 206.
— inodorus strigosus *Beadle** 517, 704.
— intectus *Beadle** 704. — II, 206.
— microphyllus 524.
— serpyllifolius 525.
Phillyrea II, 849.
— angustifolia *L.* II, 573.
— latifolia *L.* II, 586.
— media *L.* II, 573.
— spinosa 428.
— variabilis *Timb.* II, 520.
Philocrya aspera *Hagen* 241.
Philodendron 618, 618. — II, 25.
— calophyllum *Brongn.* 535, 536, 641.
— pertusum P. 183.
— verrucosum 527.
Philonotis 234.
— alpicola *Jur.* 213, 223.
— — *var.* pseudo-marchica *Bryhn** 213.
— caespitosa 215.
— capillaris 217.
— fontana *Brid.* 213, 239.
— — *var.* ampliretis *Dixon* 239.
— — *var.* laxa *Vent.* 239.
— — *var.* propagulifera *J. Weber* 239.
— — *var.* teres *Bryhn** 213.
— laxa *Limpr.* 239.

Digitized by Google

Philonotis longicollis *(Hpe.) Mitt.* 258.
— marchica 289.
— — *var.* fluitans *Limpr.* 289.
— — *var.* laxa *Limpr.* 289.
— Mercieri *Broth. et Par.* 284, 258.
— mollis *Dz. Mb.* 258.
— — *var.* flagellaris *Fl.* 258.
— nanothecia *C. Müll.* 286.
— obtusata *Angstr.* 285.
— revoluta *Bosch et Lac.* 258.
— Schliephackei *Röll.** 229.
— seriata 218.
— — *var.* compacta *Bryhn** 218.
Phlebia Kriegeriana *P. Henn.** 128, 179.
— merismoides *Fr.* 48.
Phlegmacium 20.
Phleospora Dieffenbachiae *Pat.** 24, 179.
— ilicina *Sacc.** 179.
— Ulmi *(Fr.) Wallr.* 130. — II, 418.
Phleum alpinum 485, 567, 626, 644.
— — *subspec.* subalpinum 485, 644.
— — *var.* nudiusculum 485, 644.
— arenarium 487.
— asperum P. 112.
— Bellardi *Willd.* II, 150.
— graecum 408, 404.
— pratense 397, 459. — II, 549. — P. 112. — II, 876.
— subulatum *(Savi) Asch. et Gr.** II, 150.
Phloiocaulon II, 128.
Phlomis 614.
— fruticosa *L.* 489. — II, 525.
— pungens *Willd.* II, 559.
— rotata 495.
Phlomis tuberosa 486.
Phlox II, 552, 620.
— decussata II, 552. — P. 8, 198. — II, 878.
— divaricata II, 487.
— Drummondii 608.
— nana *Nutt.* II, 486.
— paniculata *L.* 698.
— Richardsonii P. 192.
Phlyctaena variabilis *Penz. et Sacc.** 179.
Phoebe barbusana *W. B.* II, 562.
Phoenicophorium seychellarum 547.
Phoenix canariensis II, 848.
— dactylifera *L.* 846. — II, 249.
— reclinata 556. — P. 85.
— silvestris 841.
Pholiota aurivella *Batsch* II, 872.
— — *var.* filamentosa *Schff.* II, 872.
— Nymaniana *(P. Henn.) Sacc. et Syd.** 180.
— squarrosa *Müll.* 22.
— ventricosa *Earle** 180.
Phoma 182. — II, 878, 420.
— Abrotani *Oud.** 180.
— abscondita *Pass.* 168.
— acaciicola *Oud.** 180.
— Alcearum *Cke.* 168.
— Ampelopsidis *Speschn.* 188.
— amygdalina *Sacc. et D. Sacc.** 9, 180.
— apocrypta *Ell. et Ev.** 180.
— astericola *Atk.* 168.
— Aucubae 41.
— Baptisiae *Oud.** 180.
— Barringtoniae *Cke. et Mass.* 168.
— Betae 55. — II, 839, 842, 877.
— Boehmeriae *P. Henn.** 180.
Phoma Bolleana *Thüm.* 184.
— Botrychii *Jacz.* II, 876.
— Brassicae *Thüm.* II, 889.
— brunneo-tincta *B. et C* 168.
— bulbicola *F. Tassi* II, 871.
— Camelliae *Cke.* 44. — II, 868.
— Caraganae *Oud.** 180.
— catalpicola *Oud.** 180.
— Cereorum *Sacc. et D. Sacc.** 9, 180.
— Chrysanthemi *Vogl.** 182, 180. — II, 420.
— cinerea *Desm.* 182.
— Columbiae *Sacc. et Syd.** 180.
— Corni-albae *Sacc. et Syd.** 180.
— cornicola *Oud.* 180.
— depressula *S. B. R.* 169.
— Donacis *D. Sacc.** 180.
— Dryadis *Allesch.* 169.
— errabunda *Desm.* 9.
— Farlowiana *Viala et Sauv.* 169.
— helvola *B. et C.* 183.
— Hennebergii II, 875.
— Holoschoeni *Pass.* 169.
— incrustans 41.
— Jaczewskii *Sacc. et Syd.** 180.
— Jodinae *Speg.* 169.
— Kleiniae *Trav.** 9, 180.
— Lycopersici *March.* II, 875.
— minima *(B. et C.) Sacc.* 188.
— Myopori *P. Henn.** 180.
— Narcissi *Oud.* 188.
— necatrix *Thüm.* II, 871.
— Negundinis *Oud.* II, 878, 874.
— obscurans *Ell. et Ev.* 188.
— Ophiocauli *Trav.** 9, 180.

Digitized by Google

Phoma opuntiicola *Speg.* 169.
— orchidicola *Speg.* 169.
— oxalidina *Sacc. et Syd.** 180.
— petiolorum *Desm.* 9.
— Persicae *Sacc.* 32.
— Philesiae *Speg.* 169.
— Pirottae *Ferraris** 8, 180.
— pithya *(Sacc.) Jacz.* 180.
— Populi *Peck* 169.
— Populi-nigrae *Allesch.* 169.
— projecta *Cke.* 169.
— Psoraleae *Cke.* 183.
— Pteleae *Oud.** 180.
— purpurea *Cke. et Mass.* 183.
— radicicola *Mc Alp.** 32, 180.
— Resedae *Oud.** 180.
— Rhodorae *Cke.* 183.
— Roumegueri *Sacc.* 182.
— salicina 41.
— Sanguineae *Oud.** 180.
— socia *Scalia** 9.
— stiparum *Speg.** 180.
— tagana *Thuem.* 183.
— Tiliae *Oud.* II, 373, 374.
— virginiana *Ell. et Halst.* 184.
— Wistariae *Thüm.* 182.
Phomatospora Feltgeni *Sacc. et Syd.** 180.
— Wistariae *Ell. et Ev.** 180.
Phoradendron flavescens 620.
— macrophyllum 620.
Phormidium II, 134, 137.
— autumnale *(Ag.) Gom.* II, 133.
— Bohneri *Schmidle** II, 142.
— Corium *(Ag.) Gom.* II, 134.
— Füllebornii *Schmidle** II, 142.
Phormidium orientale *G. S. West** II, 95, 142.
Phormium tenax II, 55, 621, 871.
Phragmidium 109. — II, 393.
— Andersoni *Shear** 23, 180.
— Barnardi *Plowr. et Wint.* 110.
— — *var.* pauciloculare *Diet.** 110.
— griseum *Diet.** 110, 181.
— Potentillae *(Pers.) Karst.* 34.
— Rosae-alpinae *(DC.) Wint.* 9.
— Rosarum II, 370.
— speciosum II, 393.
— subcorticium *(Schrank)* 33, 78. — II, 374, 393, 399.
Phragmites 442, 612, 613. — II, 464, 746. P. — II, 400.
— communis 422, 497, 541, 570, 626. — P. 15, 107, 131, 139, 160, 192.
Phragmonaevia Lauri *Pat.** 30, 181. — II, 370.
Phragmopyxis 109.
Phryganocydia corymbosa 530.
Phrynieae 650.
Phrynium albo-vaginatum *K. Koch* II, 154.
— basiflorum 355.
— bracteosum *Warb.* II, 156.
— brunnescens *K. Koch* II, 154.
— Cadellianum *King* II, 155.
— capitatum 354.
— compositum *Lk.* II, 156.
— confertum *(Bth.) K. Sch.** 355. — II, 156.
— ellipticum *Rosc.* II, 154.
— flexuosum *Benth.* II, 154.
Phrynium giganteum *Scheff.* II, 154.
— heliconioides *K. Sch. et Laut.* II, 154.
— hirtum 354.
— Houtteanum 355.
— imbricatum 355.
— inaequilaterum *Bak.* II, 154.
— interruptum *Warb.* II, 155.
— longispicum *Warb.* II, 156.
— macrocephalum 355.
— macrostachyum *Bth.* II, 156.
— macrostachyum *Wall.* II, 155.
— malaccense 355.
— Mannii *(Bth.) K. Sch.** 355. — II, 156.
— maximum *Bl.* II, 156.
— minus *K. Sch.** 544. — II, 156.
— nicobaricum *F. Didr.* II, 156.
— obscurum 355.
— Parkeri *Rosc* II, 155.
— parviflorum 355.
— pedunculatum *Warb.** II, 156.
— pubigerum 355.
— pubinerve 355.
— ramosissimum *Bth.* II, 154.
— repens 355.
— Riedelianum *F. Didr.* II, 154.
— sinicum 355.
— sulphureum *Bak.* II, 154.
— tapirorum *Ridl.* II, 156.
— tetranthum *K. Sch.** II, 156.
— unilaterale *Bak.* II, 154.
— variegatum 355.
— velutinum *Bak.* II, 156.
— villosulum 355.
— virgatum *Roxb.* II, 154.
— zebrinum *Becc.** II, 156.

Digitized by Google

Phycoascus 25.
Phycodes circinnatus *Richter* II, 740.
Phycomyces 96.
— nitens 96. — II, 860, 688, 652.
Phycomyceteae 8, 11, 12, 21, 92. — II, 887.
Phylica nitida II, 298.
— tropica 561.
Phyllachora 25, 29.
— Baumii *P. Henn.** 80, 181.
— copeyensis *P. Henn.** 181.
— dalbergiicola *Rehm* 181.
— — *var.* perforans *Rehm* 181.
— dendritica *P. Henn.** 26, 181.
— Durantae *Rehm* 24.
— Eleusines *Speg.** 26.
— (?) Gaylussaciae *P. Henn.** 26, 181.
— graminis 24.
— — *var.* Panici-sulcati *P. Henn.** 24.
— Hammari *P. Henn.** 26, 181.
— Heteropteridis *P. Henn.** 26, 181.
— macrospora *A. Zimm.** 44, 181. — II, 865.
— minuta *P. Henn.** 181.
— (?) Mutisiae *Speg.** 181.
— perforans *(Rehm) Sacc. et Syd.** 181.
— Sacchari *P. Henn.** 181.
— schizolobiicola *P. Henn.** 26, 181.
— serialis *Ell. et Ev.** 181.
— Tonduzii *P. Henn.** 181.
— vernoniicola *P. Henn.** 26.
— Yuccae *Ell. et Ev.* 20, 155.
Phyllactinia 7.
— corylea *(Pers.) Karst.* II, 411.
— guttata *Lév.* 10.
Phyllactinia suffulta 7, 84. — II, 878.
Phyllanthus 615.
— acacioides *Urb.** II, 172.
— bahamensis *Urb.** II, 172.
— barbadensis *Urb.** II, 172.
— brisbanicus *Bailey** II, 172.
— Buchii *Urb.** II, 172.
— isolepsis *Urb.** II, 172.
— junceus *Müll. Arg.* II, 172.
— neopeltandrus *Gris.* II, 171.
— nutans *Gris.* II, 172.
— pachystylus *Urb.** II, 172.
— squamatus *Sauv.** II, 172.
Phyllis Nobla 708.
Phyllitis carneosus *Newb.* II, 758.
— obcordatus II, 784.
Phyllocactus Capelleanus 582, 665.
— Hamburgensis 582, 665.
— latifrons P. 146.
— Pittieri 582.
Phyllochorda II, 740.
Phyllocosmos 548.
— Dewevrei *Engl.** II, 179.
— senensis *(Klzsch.) Engl.** II, 179.
Phyllodes adenocarpa *K. Sch.* II, 156.
— bisubulata *K. Sch.* II, 156.
— leiogonium *K. Sch.* II, 156.
— monophylla *K. Sch.* II, 154.
— oxycarpa *K. Sch.* II, 156.
— prionogonium *K. Sch.* II, 156.
— saccata *K. Sch.* II, 156.
Phyllodontia *Karst.* II, 405.
Phylloglossum II, 680.
Phyllohendersonia *F. Tassi* N. G. 132, 181.
— acericola *(Sacc.) F. Tassi** 181.
— Alcides *(Sacc.) F. Tassi** 181.
— bicolor *(Pat.) F. Tassi** 181.
— Bromeliae *(Pat.) F. Tassi** 181.
— Citri *(Mc Alp.) F. Tassi** 181.
— concentrica *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 181.
— cornicola *(DC.) F. Tassi** 181.
— corylaria *(Sacc.) F. Tassi** 181.
— crataegicola *(Atk.) F. Tassi** 181.
— Cydoniae *(C. et Ell.) F. Tassi** 181.
— Daphnes *(Pass.) F. Tassi** 181.
— Davisii *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 181.
— discosioides *(Ell. et D.) F. Tassi** 181.
— Dulcamarae *(Sacc.) F. Tassi** 181.
— foliorum *(Fuck.) F. Tassi** 181.
— Fourcroyae *(Thüm.) F. Tassi** 181.
— geographica *(Ell. et Ev.) F. Tassi* 182.
— Magnoliae *(Sacc.) F. Tassi** 182.
— nitida *(Ell. et Ev.) F. Tassi** 182.
— Oleae *(Patters.) F. Tassi** 182.
— piricola *(Sacc.) F. Tassi** 182.
— populina *(Pass.) F. Tassi** 182.
— Rhododendri *(Thüm.) F. Tassi** 182.
— taphrinicola *(Tr. et Earle) F. Tassi** 182.

Digitized by Google

Phyllohendersonia theicola (*Cke.*) *F. Tassi** 182.
— Torminalis (*Sacc.*) *F. Tassi** 182.
— vitiphylla (*Speschn.*) *F. Tassi** 182.
Phyllophora 568.
— Brodiaei II, 101.
Phyllosiphon Arisari *Kühn* II, 368.
Phyllospadix 568.
Phyllostachys *Sieb. et Zucc.* 645.
— marmorea (*Mitford*) *Asch. et Gr.** II, 150.
Phyllosticta 132. — II, 368, 369.
— affinis *F. Tassi** 182.
— alcides *Ell. et Kellerm.** 182.
— Aloidis *Oud.** 182.
— Anoae *P. Henn.** 26, 182.
— Aspidistrae *Oud.** 182.
— Bauhiniae-reticulatae *P. Henn.** 30, 182.
— bauhinicola *P. Henn.** 26, 182.
— Beguinotiana *Sacc.** 182.
— Beijerincki II, 422.
— Betae II, 376.
— Betulae *Oud.** 182.
— brassicicola II, 389.
— Cannabis *Speg.* II, 371.
— Caraganae *F. Tassi** 182.
— chlorospora *Mc Alp.** 31, 182.
— cicerina *Prill. et Delacr.* 9.
— clypeata *Ell. et Ev.** 182.
— cocophila *Pass.* 169.
— coniothyrioides *Sacc.* 184.
— corylaria *Sacc.* II, 371.
— Cucurbitacearum *Sacc.* II, 365.
— cydoniicola *P. Henn.** 26, 182.
Phyllosticta Desmazierii *F. Tassi** 182.
— destructiva 78.
— Dioscoreae-daemonae *P. Henn.** 26, 182.
— discincola *Ell. et Ev.* 184.
— Durionis *A. Zimm.** 44, 182. — II, 365.
— Eryngii *Syd.** 182.
— Euphorbiae *Roum.* 184.
— Fagi *Oud.** 182.
— Frankiana *Sacc. et Syd.** 183.
— Gastonis *Roum.* 184.
— graminis (*Pers.*) *Fuck.* 33.
— Guareae *P. Henn.** 26, 183.
— Halstedii *Ell. et Ev.* 169.
— helleborella 78.
— helvola (*B. et C.*) *F. Tassi** 183.
— iliciseda *Sacc.** 183.
— juliflora *Ell. et Barthol.** 183.
— Lentaginis *Sacc. et Syd.* 184.
— Lespedezae (*Schw.*) *Sacc.* 33.
— limitata *Peck* 33.
— macrospora *Mc Alp.** 31, 183.
— Matthiolana (*Sacc. et Matt.*) *Mc Alp.* 31.
— Mespili *Sacc.* 184.
— minima (*B. et C.*) *F. Tassi** 183.
— obscurans (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 183.
— Orbicula *Ell. et Ev.* 184.
— Oroxylonis *P. Henn.** 26, 183.
— Oudemansii *Sacc. et Syd.** 183.
— Oxycocci *P. Henn.** 183.
— Paeoniae 78.
Phyllosticta Palaquii *P. Henn.** 183.
— Paviae *Desm.* 33.
— perforans *Ell. et Ev.* 184.
— Persicae *Sacc.* 31.
— phaseolina *Sacc.* 33.
— Philodendri *Ferraris** 8, 183.
— phomiformis *Sacc.* 169.
— Piperis *P. Henn.** 183.
— Polygonati *Baeuml.** 15, 183.
— prominens *Oud.** 183.
— propinqua *Ferr. et Sacc.** 183.
— prunicola *Sacc.* 31.
— Pruni-spinosae *Allesch.* 184.
— Psoraleae (*Cke.*) *F. Tassi** 183.
— purpurea (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 183.
— Rhamni 41.
— rhamnigena *Sacc.* 184.
— Richardsoniae *Ell. et Ev.** 183.
— Rhodorae (*Cke.*) *F. Tassi** 183.
— Roboris *Oud.** 183.
— Rubi *P. Henn.** 26, 183.
— Sapindi *P. Henn.** 26, 183.
— Setariae *Ferraris** 8, 183.
— socia *Scalia** 183.
— Speschnewiana *Sacc. et Syd.** 183.
— sphaeropsidea *Ell. et Ev.* 84, 169.
— sphaeropsispora *Ell. et Ev.* 84, 169.
— staphyleicola *Oud.** 183.
— Stratiotis *Oud.** 183.
— symphoriella *Sacc. et March.* 185.
— Tabaci *Pass.* 85.
— tagana (*Thüm.*) *F. Tassi** 183.

Digitized by Google

Phyllosticta Terminaliae *P. Henn.** 80, 188.
— Thuemenii *F. Tassi** 184.
— tiliicola *Oud.** 184.
— Triacanthi *Sacc.** 184.
— Trollii 78.
— Tropaeoli 78.
— Vanillae *P. Henn.** 184.
— Vincetoxici *Sacc.* 185.
— Violae 78.
— virginiana (*Ell. et Halst.*) *F. Tassi** 184.
— vulgaris *Desm.* 81.
— — *var.* Cerasi *Desm.* 81.
— Yulan *F. Tassi* II, 871.
Phyllostictella *F. Tassi* N. G. 182, 184.
— Amaranti *F. Tassi** 184.
— Cephalanthi (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 184.
— coniothyrioides (*Sacc.*) *F. Tassi** 184.
— Cucurbitacearum *F. Tassi** 184.
— Darlingtoniae (*P. Henn.*) *F. Tassi** 184.
— Delacroixii (*Sacc.*) *F. Tassi** 184.
— discincola (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 184.
— Euphorbiae (*Roum.*) *F. Tassi** 184.
— Gastonis (*Roum.*) *F. Tassi** 184.
— globulifera (*Rabh.*) *F. Tassi** 184.
— Hellebori (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 184.
— Lentaginis (*Sacc. et Syd.*) *F. Tassi** 184.
— Mespili (*Sacc.*) *F. Tassi** 184.
— Micheliae (*P. Henn.*) *F. Tassi** 184.
— olympica (*Allesch.*) *F. Tassi** 184.
— Orbicula (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 184.
Phyllostictella perforans (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 184.
— phomatoidea (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 184.
— Pruni-spinosae (*Allesch.*) *F. Tassi** 184.
— rhamnigena (*Sacc.*) *F. Tassi** 184.
— septorioides (*Cke. et Mass.*) *F. Tassi** 184.
— symphoriella (*Sacc. et March.*) *F. Tassi** 185.
— Vincetoxici (*Sacc.*) *F. Tassi** 185.
Phyllotheca II, 782, 788, 789, 781, 782.
— australis *Brongn.* II, 788.
— Grisebachii *Zeill.** II, 782.
— Hookeri *Mc Coy* II, 788.
— ramosa *Mc Coy* II, 788.
— Zeilleri *Etheridge** II, 789.
Phylloxera II, 514, 515, 517, 522, 524, 529, 530, 538, 547, 548, 550, 554, 555, 556, 598.
— coccinea *Heyd.* II, 566, 579.
— vastatrix II, 515, 529, 530, 543, 583.
Phymatodocis II, 124.
— irregularis II, 106.
Phymatosphaeria Calami *Racib.* 101. — II, 868.
Physalacria 29.
— changensis *Rostr.** 29, 185.
Physalis P. 158.
— Alkekengi 418. — II, 827. — P. 8, 137.
— missouriensis *Mc Kenzie et Bush** II, 240.
— pubescens *L.* 485, 589, 708.
— subglabrata *Mc K. et Bush** II, 240.
Physalis viscosa 589.
Physalospora Bupleuri *P. Henn.** 185.
— circinans *Pat.** 185.
— confinis *Sacc. et D. Sacc.** 9, 185.
— Escalloniae *P. Henn.** 26, 185.
— fallaciosa *Sacc.* 44. — II, 865.
— Lepachydis *Ell. et Ev.** 185.
— minima *Ell. et Ev.** 185.
— Moutoni *Sacc. et Syd.** 185.
— palustris *Mout.* 185.
— vagans *Ell. et Ev.** 185.
— Vanillae *A. Zimm.** 44, 185. — II, 415.
Physaraceae 7, 11.
Physaria brassicoides *Rydb.** II, 169.
Physarum 86.
— auriscalpium *Cke.* 92.
— calidris *List.* 81.
— gyrosum *Rost.* 92, 157.
— leucophaeum ferox 91.
— nutans *Pers.* 92.
— — *var.* leucophaeum 92.
Physcia speciosa *Fr.* II, 868.
Physcomitrella Hampei *Limpr.* 228.
— patens *Schpr.* 219.
— patens × sphaericum 228.
Physcomitrium pyriforme 210.
— turbinatum 288.
Physocarpus II, 205.
Physochlaena praealta 495.
Physoderma Asphodeli (*Debr.*) *Vestergr.* 85.
— Butomi *Schröt.* 84.
— Calami *Krieger* 84.
— Gerhardti *Schroet.* 84.
— Hippuridis *Rostr.* 84.

Digitized by Google

Physoderma leproides *(Trab.) Lagh.* 94.
— pulposum *(Wallr.)* II, 585.
— Schroeteri *Krieger* 34.
— vagans *Schroet.* 34.
Physopus mischocarpi *Zimm.** II, 592.
— Smithi II, 592.
— tenuicornis *Uzel* II, 555.
Physosiphon II, 313, 314.
Physospermum aquilegifolium 439.
Physospora spiralis *Penz.** 185.
Physostigma II, 47.
— mesoponticum 553.
Phytelephas macrocarpa *R. et P.* 586.
Phyteuma 475.
— Michelii 425.
— nigrum 414, 433.
— orbiculare 403, 408, 414. — II, 505.
— spicatum 416, 424. — II, 524.
Phythites II, 756.
Phytolacca abessinica 553.
— bogotensis 527.
— decandra P. 180.
Phytolaccaceae 389, 609, 669, 697. — II, 22.
Phytomastigophorae II, 105.
Phytomonadina II, 125.
Phytomyxaceae 7.
Phytomyza affinis *Fall.* II, 553.
Phytophysa Treubii *Web. van Bosse* II, 368.
Phytophthora 27, 92. — II, 416.
— infestans *De By.* 84, 87. — II, 372, 373, 374, 375, 379.
— omnivora II, 852.
Phytoptus II, 535, 541, 547.
— capsellae *Nal.* II, 531.
— galiobius II, 533.
Phytoptus piri II, 552.
— psilaspis II, 669.
— vitis II, 548.
Picea 386, 627. — II, 297, 298, 491, 591, 660, 737, 784. — P. 83, 186.
— alba 394.
— ellipsoconis 435, 638.
— excelsa *Lk.* 387, 394, 410, 456, 603. — II, 544, 591. 737, 741, 799.
— — *var.* acuminata *Beck* II, 741.
— — *var.* alpestris *Brügger* II, 741.
— — *var.* europaea *Teplouchoff* II, 741.
— — *var.* fennica *Regel* II, 741.
— — *var.* obovata *Ledebour* II, 741.
— Mariana P. II, 398.
— nigra 511.
— Nordmanniana II, 544.
— obovata *Ledeb.* 387. — II, 75.
— Omorika 387. — II, 741.
— orientalis 387.
— rubra 512.
— vulgaris *Lk.* II, 74, 75, 882.
Picnomon Acarna P. 187.
Picralima Klaineana *Hook.* 659.
Picridium dichotomum 440.
— orientale *DC.* II, 559.
— vulgare *Desf.* 485.
Picris hieracioides 439, 440. — P. 194.
— japonica 501.
— pauciflora 439.
— Sprengeriana 431.
— strigosa P. 192.
Picrosia longifolia 538. — P. 192.
Pieris ovalifolia P. 157.
Pilea comorensis *Engl.** II, 209.
— Preussii *Engl.** II, 209.
Pileus heptaphyllus 696.
Pilidium *Kze.* 42.
Pilobolus exiguus *Bain.* 40.
Pilocarpus Jaborandi II, 1.
— pinnatifolius II, 1.
— racemosus II, 54.
— trachylophus II, 1.
Pilocratera 25.
Pilogyne II, 648.
Pilopogon Blumii *(Doz. Mb.) Broth.* 253.
— — *f.* tectorum *Fl.** 253.
Pilostyles aethiopica 553.
— ingae *(Karst.)* 699.
— Ulei *Solms Laub.* 699.
Pilotrichella communis *C. Müll.* 236.
— imbricatula *C. Müll.* 235.
— longinervis *R. C.* 235.
— mascarenica *C. Müll.* 235.
— (Gastrella) pallidicaulis *C. Müll.** 258.
— (Turgidella) recurvula *C. Müll.** 258.
— subimbricata *(Hpe.) Jaeg.* 235, 236.
— trichophoroides *Hpe.* 241.
— (Gastrella) Weymouthii *C. Müll.** 258.
Pilotrichidium Dussii *Besch.** 258.
Pilotrichopsis 234.
Pilotrichum piniforme *Brid.* 244.
— tamariscinum *Hpe.* 244.
Pilularia 611. — II, 701.
Piluratea *v. Tiegh.* N. G. II, 189.
— glabrifolia *(Pl.) v. Tiegh.** II, 189.
— ovalis *(Pohl) v. Tiegh.** II, 189.
Pimelea arenaria II, 445.
Pimellandra Griffithii *C. B. Cl.* II, 235.
Pimenta officinalis II, 53.

Digitized by Google

Pimpinella 341. — II, 208. — P. 116.
— arguta 500.
— calycina 500, 508.
— diversifolia 500, 508.
— Fargesii *Boiss.** II, 208.
— helosciadoidea *Boiss.** II, 208.
— Henryi 500.
— magna 508.
— Olivieri P. II, 399.
— peregrina 489.
— puberula *Boiss.* II, 559.
— rhomboidea 500.
— serra 508.
— silaifolia *Boiss.** II, 208.
— Souliei *Boiss.** II, 208.
— sutchuensis *Boiss.** II, 208.
— tomentosa 559.
— Tragium 489.
— triternata 500.
— villosa *Schousb.* II, 578.
Pinanga Kuhlii *Blume* 654.
Pinardia coronaria 489.
Pinaropappus roseus P. II, 898.
Pinguicula 617.
— alpina 407, 419, 482.
— arctica *Eastwood** II, 241.
— gypsophila 408.
— juratensis 474.
— vallisnerifolia *Webb.* 478.
— vulgaris 408, 482.
Pinillosia II, 227.
Pinnularia II, 597, 598.
— lata *Sm.* II, 787.
— oblonga II, 599.
— viridis II, 599.
Pinus 349, 886, 618, 615. — II, 274, 297, 298, 849, 465, 491, 660, 736, 784. — P. 176. — II, 426.
— austriaca *Hoessl.* II, 864.
— brutia 887. — II, 750.
— Bungeana *Zucc.* 500.
— Cembra 349, 887, 456. — II, 544, 737.
Pinus Cembra *var.* pumila 849.
— Coulteri 524, 525.
— densiflora *S. et Z.* 500.
— eldarica *Medwedjew** 640.
— flexilis 524, 525.
— halepensis 887, 486.
— Henryi *Mast.** II, 144.
— koreensis *S. et Z.* 500.
— Lambertiana 525, 640.
— Laricio 887, 894, 592, 640. — II, 787.
— — *var.* nigra 887.
— leucodermis *Beck* 887, 640.
— maritima 387.
— matheroni *Sap.* II, 750.
— montana 887, 894, 473.
— Murrayana 524, 525.
— nigro-austriaca 387.
— orientalis II, 544.
— Pallasiana 387.
— Peuce 887.
— Pinaster 387, 486. — P. II, 897.
— pindica *Formanek* 640.
— pinea 887.
— ponderosa 525.
— Pumilio 419.
— rigida 518, 516.
— Rovasendai *Peola** II, 759.
— silvestris *L.* 887, 894, 398, 444, 619. — II, 544, 550, 572, 787. — P. 115, 147, 177. — II, 895.
— Strobus 894, 428, 504. — II, 544, 802. — P. II, 874.
— taeda 516.
— trunculus *Dn.* II, 758.
— uncinata 409, 473.
— — *var.* uliginosa 409.
— virginiana P. 164.
Pionnotes Biasolettiana 128.
— Cesatii 128.
— flavicans *Sacc.** 9, 185.
Piper 349, 588, 602, 612, 618. — II, 811.
Piper acuminatum *West* II, 197.
— aduncum *L.* II, 194, 811.
— aequale *Vahl* II, 197.
— alare *Ham.* II, 196.
— amalago *L.* II, 196.
— amplexifolium *Lk.* II, 196.
— anisatum *Kth.* II, 196.
— Andersonii *C. DC.** II, 197.
— angustifolium *C. DC.** II, 58, 197.
— auritum *Kth.* II, 194.
— Berteroanum *C. DC.** II, 196.
— Betle II, 58.
— bracteatum *Thomp.* II, 197.
— Broadwayi *C. DC.** II, 197.
— calophyllum *C. DC.** II, 196.
— catalpifolium *Kth.* II, 196.
— caudatum *Vahl* II, 196.
— ceanothifolium II, 196.
— celtidifolium *Ham.* II, 196.
— chaba *Hook.* II, 197.
— Christyi *P. DC.* II, 197.
— citrifolium *Duss* II 196.
— citrifolium *Lam.* II, 196.
— Clusii II, 5.
— concinnum *Haw.* II, 195.
— confusum *C. DC.* II, 194, 197.
— corylifolium *Kth.* II, 197.
— cubense *C. DC.* II, 197.
— decumanum *Aubl.* II, 196.
— diandrum *C. DC.* II, 197.
— dilatatum *L.* II, 194, 197.
— — *var.* Vincentianum *C. DC.* II, 197.

Digitized by Google

Piper discolor *Schlecht.* II, 196.
— dominicanum *C. DC.** II, 197.
— Dussii *C. DC.** II, 197.
— dubium *Dietr.* II, 196.
— Duchassaingii *C. DC.* II, 196.
— Eggersii *C. DC.** II, 197.
— geniculatum *Sauv.* II, 196.
— geniculatum *Sw.* II, 194, 196.
— glaucescens *Jacq.* II, 196.
— guadeloupense *C. DC.** II, 197.
— guavanum *C. DC.** II, 197.
— Guildingianum *Gris.* II, 197.
— guineense II, 5, 13, 860.
— Harrisii *C. DC.** II, 197.
— Hartii *C. DC.* II, 196.
— hebecarpum *C. DC.* II, 196.
— herbaceum *Roem. et Schult.* II, 197.
— hexagyna *Miq.* II, 196.
— hispidum *Sw.* II, 194.
— incurvum *C. DC.* II, 197.
— incurvum *Kth.* II, 194.
— incurvum *Sieb.* II, 194.
— Jacquemontianum *Kth.* II, 196.
— jamaicense *C. DC.** II, 194, 197.
— Jamechioni *Heckel* II, 4.
— lanceaefolium 527.
— lapathifolium *C. DC.* II, 196.
— leptostachyum *A. Rich.* II, 194.
— Lindenianum II, 197.
— macrophyllum *Sw.* II, 196.
— macrourum *Kth.* II, 196.
— marginatum *Jacq.* II, 196.
Piper Martianum *C. DC.* II, 197.
— medium *Jacq.* II, 196, 311.
— microphyllum *C. DC.* II, 197.
— mollicomum *C. DC.* II, 197.
— mornicola *C. DC.** II, 197.
— nigrum II, 58. — P. 183.
— nitidum *Sw.* II, 196.
— nodosum *Lk.* II, 196.
— nutans *Opiz* II, 196.
— obtusifolium *Jacq.* II, 197.
— obtusum *C. DC.* II, 194.
— officinarum *P. DC.* II, 58, 197.
— orthostachyum *Kth.* II, 196.
— otophyllum *C. DC.** II, 197.
— panduratum *C. DC.* II, 196.
— papanthense *C. DC.* II, 197.
— Piccardaei *C. DC.** II, 197.
— plantagineum *Kth.* II, 196.
— plantagineum *Lam.* II, 196.
— pseudo-blattarum *C. DC.* II, 197.
— purpuraceum 613.
— pyrifolium *Opiz* II, 196.
— Readii *C. DC.** II, 197.
— reniforme *Willd.* II, 197.
— repens *Poir.* II, 197.
— reticulatum *Duss* II, 197.
— reticulatum *C. DC.* II, 196.
— reticulatum *Sw.* II, 196.
— reticulatum *Vell.* II, 196.
— retrofractum *Vahl* II, 194, 197.
Piper Richardianum *C. DC.* II, 194.
— rotundifolium *L.* II, 195.
— rubellum *Ham.* II, 196.
— rugosum *Vahl* II, 194, 196.
— Schackii *C. DC.* II, 194.
— Seitzii *C. DC.** II, 196.
— ? serpens *Sw.* II, 197.
— Sieberi *DC.* II, 196.
— smilacifolium *C. DC.* II, 196.
— sphaerocarpum *C. Wright* II, 196.
— sphaerostachyum *C. DC.* II, 196.
— stamineum *C. DC.* II, 196.
— subpanduriforme *C. DC.* II, 194, 196.
— subpeltatum 553.
— subretinerve *C. DC.** II, 196.
— Swartzianum *Sauv.* II, 196.
— Swartzii *C. DC.* II, 197.
— terminale *Kth.* II, 196.
— tetraphyllum *Först.* II, 197.
— tigerianum *C. DC.* II, 196.
— tobagoanum *C. DC.** II, 197.
— Trinitatis *C. DC.** II, 197.
— tuberculatum *Jacq.* II, 194, 196.
— unguiculatum 697.
— unguiculatum *C. DC.* II, 194.
— unguiculatum *R. et P.* II, 196.
— verrucosum *Sw.* II, 196.
— verrucosum *Willd.* II, 197.
— Wrightii *C. DC.* II, 197.
— Wullschlaegelii *C. DC.* II, 194.

Digitized by Google

Piper Wydlerianum *C. DC.* II, 196.
Piperaceae 588, 540, 602, 612, 616, 697. — II, 194.
Piptadenia II, 488.
— Buchananii *Bak.* II, 868.
— Erlangeri *Harms** II, 175.
— macrocarpa II, 488.
— rigida *Benth.* II, 488.
Piptocephalis 94.
— Freseniana *De By. et Wor.* 40.
— Tieghemiana 94.
Piptostigma longipilosum 658.
Piqueria artemisioides 580.
Pircunia dioica P. 150.
Piricularia Euphorbiae *Atk.* 129, 178.
— grisea 81.
— Oryzae *Cav. et Briosi* 81.
Pirola 441.
— chlorantha 478.
— incarnata 501.
— rotundifolia 52, 457, 501, 619.
— uniflora 418, 478.
Pirolaceae 889, 697. — II, 287.
Pirottaea versicolor *Penz. et Sacc.** 185.
Pirus 618. — II, 558.
— americana II, 205.
— arbutifolia *L.* 512, 701.
— baccata 501.
— Bollwylleriana *DC.* 867.
— bucharica *Litw.** II, 205.
— communis *L.* 864, 488. — II, 559, 561, 578. — P. 88, 116, 148, 167, 202. — II, 871, 872, 897, 409.
— elaeagnifolia 488.
— Kerchinskyi *Litwinow** II, 205.
Pirus Malus *L.* 864, 488, 488. — II, 250, 252, 258, 846, 499, 578. — P. 76, 79, 81, 88, 85, 151, 170, 178, 182, 195, 199, 200. — II, 869, 874, 409.
— Sargenti 701.
— sinensis 498.
— spectabilis 498.
— torminalis *L.* 898.
Pisolithus arenarius *Alb. et Schw.* 126.
Pissadendron *Endl.* II, 766.
Pistacia II, 749, 784, 785.
— atlantica *Desf.* II, 562.
— khinjuk *Stockes* II, 559.
— — *var.* heterophylla *Bornm.* II, 559.
— Lentiscus *L.* 482, 486. — II, 165, 525, 526, 562, 578, 750.
— mutica *F. et M.* II, 559.
— Terebinthus *L.* 486. — II, 526, 562, 578.
— vera *L.* II, 526, 559.
Pistaciopsis *Engl.* N. G. II, 165.
— Dekindtiana *Engl.** II, 165.
— gallaensis *Engl.** II, 165.
— Wakefieldii *Engl.** II, 165.
Pistia 541, 611. — II, 464.
— stratiotes 527, 541, 548.
Pistillaria abietina *Fuck.* 8.
— Bartholomaei *Ell. et Ev.* 88.
— caespitulosa *Sacc.** 185.
Pisum 889, 617. — II, 802, 817, 825, 640, 648. — P. 6. — II, 879.
— arvense II, 824, 825, 507, 508.
— arvense × sativum II, 507.
— sativum *L.* 846, 868. — II, 824, 825, 854, 507. — P. II, 887.
Pitcairnia consimilis 564.
— maidifolia II, 628.
— Micheliana *Ed. André** II, 145.
— pulverulenta 564.
Pithecoctenium buccinatorium II, 448.
— echinatum *K. Sch.* II, 49.
— hexagonum P. 192.
Pithecolobium II, 488, 833.
— Saman II, 838.
Pittosporaceae II, 197.
Pittosporum Antunesii *Engl.** II, 197.
— bicrurium *Schz.** 549. — II, 197.
— coccineum *Beauv.* II, 197.
— Tobira *Ait.* II, 529.
Pityophyllum flexile *Zeill.** II, 782.
Pityoxylon II, 785, 756.
— microporosum *Schmalh.* II, 746.
— — *var.* Brandonianum *Knowlt.** II, 766.
Pitys II, 765, 766.
— antiqua *Witham* II, 765, 766.
— medullaris *Lindl. et Hutt.* II, 766.
— primaeva *Witham* II, 765, 766.
— Withami *Lindl.* II, 765, 766.
Placosphaeria Napelli *Maire et Sacc.** 185.
Plagiobryum demissum *(H. et H.) Lindb.* 215.
Plagiochasma italicum *De Not.* 486.
— rupestre *(Forst.) Steph.* 280.
Plagiochila *Dum.* 284, 250.
— aequifolia *Steph.** 260.
— africana *Steph.** 260.
— amplexicaulis *Steph.** 260.
— angusta *Lindb.* 285.

Digitized by Google

Plagiochila angustispica *Steph.** 260.
— angustispina *Steph.** 260.
— angustissima *Steph.** 260.
— angustitexta *Steph.** 260.
— argentina *Steph.** 260.
— Arnelliana *Steph.** 260.
— asplenioides *L.* 230.
— aurea *Steph.** 261.
— Beskeana *Steph.** 261.
— bifida *Steph.** 250.
— Boivini *Steph.** 261.
— brevipinnata *Steph.** 261.
— Caldana *Steph.** 261.
— camerunensis *Steph.** 261.
— descissens *Steph.** 261.
— diffusa *Steph.** 261.
— divergens *Lindb.* 236.
— diversispina *Steph.** 261.
— Dussiana *Steph.** 261.
— erronea *Steph.* 261.
— exigua *Tayl.* 214.
— facallonia *Steph.** 261.
— falcata *Steph.** 261.
— Fendleri *Steph.** 261.
— fissicalyx *Steph.** 261.
— flabelliflora *Steph.** 261.
— frondescens *Nees* 234.
— Gentiliana *Steph.** 261.
— Goebeliana *Steph.** 261.
— Heudelotiana *Steph.* 236.
— Hildebrandtii *Steph.** 261.
— interrupta *Nees* 230.
— intricata *Steph.** 261.
— itatiajensis *Steph.** 261.
— Johannensis *Steph.** 261.
— Jollyana *Steph.** 261.
— jovoënsis *Steph.** 261.
— Kegeliana *Steph.** 261.
— Kroneana *Steph.** 261.
— Kunertiana *Steph.** 261.
Plagiochila lingua *Steph.** 261.
— lobata *Kaal.* 214.
— longitexta *Steph.** 261.
— Macvicarii *Steph.** 261.
— multiramosa *Steph.** 261.
— naranjoënsis *Steph.** 261.
— oblita *Steph.** 261.
— parallela *Steph.** 261.
— parvitexta *Steph.** 261.
— patentispina *Steph.** 261.
— Pittieri *Steph.** 261.
— Pohliana *Steph.** 261.
— praetermissa *Steph.** 261.
— prostrata *Steph.** 261.
— pulchella *Steph.** 261.
— punctata *Tayl.* 214.
— quitensis *Steph.** 261.
— radicans *Steph.** 261.
— Regeliana *Steph.** 261.
— Regnelliana *Steph.** 261.
— replicatula *Steph.** 261.
— Richardiana *Steph.** 261.
— sachapatensis *Steph.** 261.
— scissifolia *Steph.** 261.
— simulans *Steph.** 262.
— spinulosa (*Dicks.*) *Dum.* 214, 230.
— Sprengeliana *Steph.** 262.
— Sprucei *Steph.** 262.
— subdenudata *Steph.** 262.
— subedentata *Steph.** 262.
— subsimplex *Steph.** 262.
— subtenuis *Steph.** 262.
— symmetrica *Steph.** 262.
— tabinensis *Steph.** 262.
— tamariscina *Steph.** 262.
— tarapotensis *Steph.** 262.
Plagiochila Tholloni *Steph.** 262.
— trigonifolia *Steph.** 262.
— tristis *Steph.** 262.
— Uleana *Steph.** 262.
— unduavensis *Steph.** 262.
— usambarana *Steph.** 262.
— variedentata *Steph.** 262.
— vastifolia *Steph.** 262.
— vulcanica *Steph.** 262.
— Winteri *Steph.** 262.
— Wrightii *Steph.** 262.
Plagiogyria II, 698.
Plagiopteron fragrans *Griff.* 709. — II, 279.
Plagiospermum sinense 500.
Plagiothecium 234.
— depressum *(Bruch) Dicks.* 223.
— elegans 217, 227.
— fallax *Card. et Ther.** 258.
— latebricola *(Wils.) Br. eur.* 215.
— Lutschianum *Broth. et Par.** 234, 258.
— Müllerianum *Schpr.* 215.
— silvaticum *(Huds.) Br. eur.* 238, 458.
— succulentum *Lindbg.* 215, 223, 227.
— — *f.* propagulifera *Bauer** 227.
— undulatum *(L.) Br. eur.* 223.
Plagiotrochus amenti *Tavares** II, 580.
— Burnayi *Tavares** II, 576.
— cocciferae *Licht.* II, 574.
— fusifex *Mayr* II. 574, 575.
— ilicis *Licht.* II, 575.
— — *var.* Emeryi *Mayr* II, 575.

Digitized by Google

Plagiotrochus Kiefferianus *Tavares** II, 574, 575.
Planera longifolia *Lesq.* II, 758.
Phanerophlebia *Prsl.* II, 717.
Planococcus *Mig.* 272.
Planosarcina *Mig.* 272, 290.
Plantaginaceae 889, 612. — II, 237. — P. 121.
Plantaginales 687, 688.
Plantago 841, 612, 614, 616, 625. — P. 175.
— albicans *L.* II, 525, 585.
— — *var.* angustifolia *W. et L.* II, 585.
— arenaria 487.
— asiatica 502.
— brasiliensis *Speg.* II, 287.
— carrenteofuensis *Speg.** II, 287.
— Coronopus 487. — II, 568, 574.
— cretica 489.
— fastigiata *Morris* 522. — II, 460, 672.
— Gayana *Decne* II, 287.
— halophila *Bicknell** II, 287.
— lanceolata *L.* II, 82, 574.
— major *L.* 457, 502. — II, 784, 803.
— maritima *L.* 487.
— maxima *Juss.* 435.
montana *L.* II, 477.
— nitrophila *Aven Nels.** II, 287.
— palmata 560.
— psyllium 489.
— pulvinata *Speg.** II, 287.
— rhodosperma 522.
— Stauntoni II, 298.
Plasmodiophora Brassicae *Wor.* 6, 10, 87, 91, 92, — II, 268, 370, 374, 376, 378, 379, 389, 882.
Plasmopara 56.
— cubensis 80.
— densa 95.
— Halstedii *(Farl.) Berl. et De Toni* 84.
— nivea *Schroet.* II, 372.
— pygmaea *(Ung.) Schroet.* 84, 78.
— Vincetoxici *Ell. et Ev.** 185.
— viticola 56, 82, 88, 87. — II, 379.
Platanthera 612. — P. 116. — II, 896.
— bifolia 898, 424, 489.
— Buchananii *Schlecht.** II, 159.
— chlorantha 400, 502. — P. 116. — II, 896.
— densa 502.
— jinuma *(Mak.) Mak.** II, 159.
— matsudai *Makino** II, 159.
— nipponica *Mak.** II, 159.
— tipuloides 502.
— uncata *Rolfe* II, 158.
— viridis 419.
Platanus II, 286, 856, 784. — P. 76, 88, 180.
— orientalis P. 180. — II, 418.
Platycerium alcicorne II, 727, 729.
— elephantotis *Schwf.* II, 725, 729.
— grande II, 727, 729.
— stemmaria II, 729.
— Wandae *Racib.** II, 715, 780.
Platyclinis barbifrons *Krzl.** II, 159.
Platycodon grandiflorus 501.
Platylobium II, 276.
Platylophus trifoliatus *(Thunbg.) Don.* 684. — II, 298.
Platystomum hysterioides *Earle** 185.
Platyzoma II, 688.
Plecosorus *Fée* II, 716.
Plectobasidiineae 14.
Plectocomia P. 159, 179.
— elongata *Bl.* II, 162.
Plectranthus II, 889. — P. 191.
— adenophorus 561.
— albo-violaceus 557.
— Coppini *Cornu* II, 889.
— Coppini *Max.* 869. — II, 882.
— floribundus 869, 559.
— glaucocalyx 501.
— Mahonii *(Bak.) N. E. Br.* 688. — II, 281.
— saccatus 688.
— ternatus 869. — II, 889.
Plectritideae 688.
Plectronia abbreviata P. 29, 184.
— huillensis P. 29, 185.
— obovata II, 294.
— scaberrima *K. Sch.** II, 288.
— Schmidtii *C. B. Cl.** II, 288.
— siamensis *K. Sch.** 544. — II, 288.
Plectrothrix *Shear* N. G. 28, 185.
— globosa *Shear** 28, 185.
Pleiocarpa breviloba *(Hall. fil.) Stpf.** II, 215.
— camerunensis *(K. Sch.) Stpf.** II, 215.
— flavescens *Stpf.** II, 215.
— micrantha *Stpf.** II, 215.
— microcarpa *Stpf.** II, 215.
— pycnantha *(K. Sch.) Stpf.** II, 215.
— salicifolia *Stpf.** II, 215.
Pleioceras Afzelii *(K. Sch.) Stpf.** II, 215.
— Gilletii *Stpf.** II, 215.
— Zenkeri *Stpf.** II, 215.

Digitized by Google

Pleiomeris 692, 693.
— canariensis 353.
Pleiomerites 693.
Pleiostachya *K. Sch.* N. G. 650.
— Morlaei *(Egg.) K. Sch.** II, 156.
— pruinosa *(Regel) K. Sch.** II, 156.
Pleiotaxis huillensis *O. Hoffm.** II, 225.
— vernonioides *Spenc. Moore** II, 225.
Plenckia populnea 538.
Plenodomus Erythrinae *Oud.* 44. — II, 364.
Pleococcum *Desm.* 42.
Pleomassaria Magnoliae *Shear** 23, 33, 185.
Pleonectria coffeicola *A. Zimm.** 44, 185. — II, 365.
Pleosphaeria albidans *Baeuml.** 15, 185.
Pleosphaerulina Cassiae *P. Henn.** 185.
Pleospora 100. — II, 412.
— Alismatis *Ell. et Ev.** 185.
— Aphyllanthi *P. Henn.** 185.
— Armeniacae *McAlp.** 31, 185.
— aurea *Ell.* 31.
— Ephedrae *Speg.** 186.
— Eryngii II, 378.
— Feltgeni *Sacc. et Syd.** 186.
— Henningsiana *Ruhl.* II, 378.
— herbarum *Rbh.* 31, 104.
— kansensis *Ell. et Ev.** 33, 186.
— Negundinis II, 373, 374.
— permunda *Cke.* 31.
— Sisyrinchii *Speg.** 186.
— trichostoma *(Fr.) Wint.* 100. — II, 412.
— vulgaris *Niessl* 31.
Pleosporaceae 7, 14.
Plerantheae II, 277.
Pleuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 189.
— pubescens *(St. Hil. et Tul.) v. Tiegh.** II, 189.
Pleuridium nitidum *Rabh.* 246.
— — *var.* anomalum *Mönkem.* 246.
Pleuroascus Nicholsoni *Mass. et Salm.* 12.
Pleurochaete *Lindb.* 240.
Pleurocladia II, 100.
— lacustris II, 100.
Pleurococcus *Chod.* II, 114.
— Beigelii 75.
— nimbatus *D. W.* II, 121, 142.
Pleurogyne brachyanthera 495.
— carinthiaca *Gris.* II, 474.
— rotata 501.
Pleuropetalum costaricense 527.
Pleurophora macrocarpa 538.
Pleurophycus II, 110.
Pleurophyllum II, 441.
— crinitum II, 440.
— speciosum II, 440.
Pleuropogon Sabini 456.
Pleuroridgea alboserrata *(Engl.) v. Tiegh.** II, 189.
— Lastii *v. Tiegh.** II, 189.
— Stuhlmannii *(Engl.) v. Tiegh.** II, 189.
— zanguebarica *(Oliv.) v. Tieghem** II, 189.
Pleurosigma II, 597, 603.
— angulatum II, 594, 599.
— attenuatum II, 604.
— fasciola II, 597.
— maeoticum *Pant.** II, 610.
— nubecula II, 597.
— tenuissimum II, 597.
Pleurospermum austriacum 411, 457, 503.
— Hookeri 493.
— stellatum 493.
Pleurostelma africanum *Schlecht.* II, 217.
Pleurotaenium II, 124.
— doliforme *West** II, 142.
— perlongum *West** II, 142.
Pleurothallis II, 313, 314.
Pleurotus 22, 29.
— caudescens *F. v. M. et Berk.* 30. — II, 408.
— chioneus 38.
— Harmandi *Har. et Par.** 27, 186.
— minutus *Peck** 186.
— ostreatus 123.
— perpusillus *Fr.* 10.
— stratosus *Atk.** 186.
Pleuroweisia *Limpr.* 239.
Pleurozia 617.
— cochleariformis *(Weiss) Dum.* 214.
Plicaria 25.
— musicola *P. Henn.** 25, 186.
— Suzukii *P. Henn.** 28, 186.
Plicuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 189.
— bicolor *v. Tiegh.** II, 189.
— Gaudichaudii *v. Tiegh.** II, 189.
— Luschnathiana *(Steud.) v. Tiegh.* II, 189.
— parviflora *(P. DC.) v. Tiegh.** II, 189.
— Riedelii *v. Tiegh.** II, 189.
Plocamium 568.
Plowrightia argentinensis *Speg.** 186.
— morbosa 83. — II, 369.
— ribesia II, 376.
Pluchea camphorata 534.
— indica 543.

Digitized by Google

Pluchea quitoe 518, 588.
Plumbaginaceae 889, 440, 508, 615, 687, 697. — II, 809. — P. 121.
Plumbago 614.
— europaea *L.* II, 474. — P. 187, 143.
Plumiera II, 47.
— alba P. 146.
— biglandulosa *Urb.** II, 215.
— domingensis *Urb.** II, 215.
— gibbosa *Urb.** II, 215.
— Marchii *Urb.** II, 215.
— Paulinae *Urb.** II, 215.
— stenopetala *Urb.** II, 215.
— Tenorii *Gris.* II, 215.
Pluteolus Demangei *Quel.** 11, 186.
Pluteus flavofuligineus *Atk.** 186.
— flocciferus *Boud.** 11, 186.
Pneumococcus 278, 274.
Poa 448, 518. — II, 489. P. 102.
— aequatoriensis *Hack.** II, 150.
— alpina 418, 447, 497, 524.
— ambigua *L.* II, 151.
— ampla *Merrill** II, 150.
— angustifolia 480.
— annua *L.* 848.
— arctica 459.
— attenuata 497.
— bulbosa 415, 418, 626.
— caesia P. 112.
— cenisia 450, 477.
— chorizantha P. 198.
— chubutensis *Spegazz.** II, 150. — P. 205.
— compressa 418. — P. 112.
— cucullata *Hack.** II, 150.
— eligulata *Hack.** II, 150.
— erinacea *Speg.** II, 150.
Poa Feratiana *Boiss. et Reut.* 478.
— Hieronymi *Hack.** II, 150.
— Jelskii *Hack.** II, 150.
— leioclada *Hack.** II, 150.
— loliacea *Huth* II, 149.
— masenderana *Freyn et Sint** II, 150.
— monandra *Hack.** II, 150.
— nemoralis 430, 464, 478, 497. — II, 586.
— Novarae II, 298.
— nudiflora *Hack.** II, 150.
— plicata *Hack.** II, 150.
— pratensis *L.* 450, 497, 518, 626. — II, 505. — P. 112. — II, 876.
— pugionifolia *Speg.** II, 150.
— Rehmannii *Aschs. et Graebn.** II, 150.
— serotina 418.
— sudetica 408.
— sterilis 456.
— tibetica 497.
— Torreyana *Spr.* II, 149.
— trachyphylla *Hack.** II, 150.
— trivialis P. II, 876.
— tuberifera *Faurie** II, 150.
— violacea *Bell.* 486.
Poacites lepidoides *Engelh.** II, 789.
Podalyrieae II, 277.
Podaxon acaule *Hazsl.* 125.
— Thunii *Schulz.* 125.
Podobelonium citrino-album *Penz. et Sacc.** 186.
Podocarpus 56, 600, 605. — II, 268, 805, 807, 487, 784.
— andina 640.
— chilina 526.
— coriacea II, 805.
Podocarpus elongata II, 294.
— japonica II, 662.
— latifolia 560.
— Makoyi 605. — II, 791.
— pectinata 688.
— pedunculata *Bail.** II, 144.
— Sargentii *Lemoine** II, 144.
— Sprucei 526.
— Thunbergii II, 294.
Podocrea Cordyceps *Penz. et Sacc.** 186.
Podophyllaceae 856, 668, 697. — II, 507.
Podophyllum 610, 618, 626, 661. — II, 27.
— Emodi *Wall.* 626, 668.
— peltatum *L.* 626, 668.
— pleianthum *Hance* 668.
— versipellum *Hance* 668.
Podosira II, 598.
Podosphaera Oxyacanthae *(DC.) De By.* 108. — II, 369, 374, 870.
Podosporium Bakeri *Earle** 186.
— Casuarina *Penz. et Sacc.** 186.
— tjibodense *Penz. et Sacc.** 186.
Podostemon algiformis *Benth.* II, 198.
— algiformis *Trim.* II, 198.
— Barberi *Willis** II, 198.
— metzgerioides *Trim.* II, 198.
— stilosus *Benth.* II, 198.
Podostemonaceae 849, 542, 548, 569, 611, 697.
Podozamites II, 744.
— lanceolatus II, 768.
Poga *Pierre* N. G. II, 201.
— oleosa *Pierre** II, 201.
Pogonanthus Candollei *Montrouz.* II, 288.
Pogonatum 284.
— capillare 282.

Digitized by Google

Pogonatum laokayense *Par. et Broth.* 234.
— lyellioides *Par. et Broth.** 234, 258.
— microstomum *R. Br.* 241.
— nanum 217.
— nudiusculum *Mitt.* 247.
— paucidens *Besch.* 241.
— urnigerum 224.
— — *f.* elata *Loeske** 224.
Pogonia affinis 508, 512.
— lenheirensis *Barb. Rodr.** II, 159.
— ophioglossoides 508.
— pendula 508, 511, 599.
— verticillata 508.
Poikilospermum *Zipp.* 713.
Poikilosporium Trailii *(Cke.) Vestergr.* 35.
Poinciana II, 488.
— regia *Boj.* II, 484. — P. 9, 151, 176.
Polemoniaceae 389, 485, 698. — II, 287. — P. 121.
Polemonium acutiflorum 459.
— coeruleum 405, 457, 501. — P. 4.
— pulchellum II, 439.
Polyactis *Lk.* 129.
Polyadoa *Stapf* N. G. II, 215.
— Elliotii *Stpf.** II, 215.
— umbellata *(K. Sch.) Stpf.** II, 215.
Polyalthia acuminata *Oliv.* II, 863.
— Oliveri 658.
— suaveolens 658.
Polyandrococos *Barb. Rodr.* N. G. II, 163.
— candescens *(Mart.) Barb. Rodr.** II, 169.
— pectinata *(Barb. Rodr.) Barb. Rodr.** II, 163.
— Torallyi *(Mart.) Barb. Rodr.** II, 163.
Polyblepharidaceae II, 113.
Polybotrya Nieuwenhuisenii *Racib.** II, 715, 731.
Polycarpaea kuriensis *Wagner** II, 166.
— Paulayana *Wagner** II, 166.
Polycarpeae II, 277.
Polycarpicae 389.
Polycarpon tetraphyllum 401.
Polycnemum arvense 419.
Polycystis aeruginosa II, 100.
Polydesmus exitiosus *Kühn* II, 370.
Polyedrium II, 599.
— papilliferum II, 94.
— — *var.* tetragona *B. Schröd.* II, 94.
Polygala II, 27, 314, 470.
— acutiappendiculata 566.
— amara 398.
— Antunesii *Gürke** II, 198.
— arenaria 553.
— bicarunculata 566.
— bracteolata *L.* II, 825.
— Chamaebuxus *L.* 381, 408, 419, 698.
— Dekindtii *Gürke** II, 198.
— desiderata *Speg.** II, 198.
— micrantha *G. et P.* II, 823.
— oedipus *Speg.** II, 198.
— oreophila *Speg.** II, 198.
— purpurea 381.
— rhodoptera *Brügger* 381.
— Senega 510.
— usafuensis 559.
— virgata 558.
— vulgaris *L.* II, 499.
Polygalaceae 339, 540, 609, 698. — II, 198, 538.
Polygonaceae 349, 389, 540, 609, 610, 612, 637, 698. — II, 24, 198, 443.
Polygonatum II, 27. — P. II, 396.
— anceps 398.
— multiflorum 424. — P. 15, 116, 183. — II, 396.
— officinale 416, 456.
— verticillatum 400, 409, 411, 414, 419, 424.
Polygonella articulata 509, 512.
Polygonum 523, 608, 612, 616, 618, 698. — II, 447, 480. — P. II, 398.
— alpestre II, 559.
— alpinum 502.
— acre 509.
— amphibium 422, 502, 509, 607, 611, 619. — II, 434.
— — *var.* Hartwrightii 607.
— arifolium 509.
— aviculare *L.* 346, 349, 509, 698. — II, 45, 540.
— Baldschuanicum 698.
— Bistorta 419, 456, 496. — II, 27. — P. 111.
— bistortoides 459, 496, 524.
— Bodinieri *Lév. et Van.** II, 198.
— Careyi 509.
— cilinode 509.
— Convolvulus 346, 349, 509. — II, 443.
— cuspidatum 509. — II, 443.
— Deasyi 496.
— divaricatum 456.
— Douglasii 509.
— dumetorum 509. — II, 443.
— erectum 509.
— esculentum *L.* II, 652.
— exile *Eastwood** II, 198.
— exsertum 509.
— Fowleri *Robins.** 509. — II, 199.
— Hartwrightii 607. — II, 433.

Digitized by Google

Polygonum Hydropiper 489, 509, 527.
— hydropiperoides 509.
— Labordei *Lév. et Van.** II, 198.
— lapathifolium 848, 422, 509.
— Laxmanni 502.
— maritimum *Fowler* 487, 509. — II, 199.
— Martinii *Lév. et Van.** II, 198.
— minus 897, 502.
— mite 489.
— Muhlenbergii 509.
— nodosum 608. — II, 447.
— orientale 509.
— pallidum 608. — II, 447.
— panduriforme *Lév. et Van.** II, 198.
— pennsylvanicum 509.
— perfoliatum 686.
— Persicaria 846, 849, 509, 608. — II, 447.
— prolificum *Rob.** 509. — II, 199.
— ramosissimum 509. — II, 199.
— sachalinense 402. — P. 151.
— sagittatum 502, 509.
— sagittifolium *Lév. et Van.** II, 198.
— scandens 509.
— sibiricum 456, 496.
— sphaerostachyum 496.
— subalatum 479.
— tataricum 418.
— tenue 504.
— tibeticum 496.
— tomentosum 397, 502.
— tortuosum 496.
— virginianum 509, 514.
— viviparum *L.* 450, 456, 459, 496, 509. — II, 299, 440, 659. — P. II, 399.
Polylepis racemosa 528.
Polymastigina II, 125.
Polymnia sonchifolia 588.
Polynema *Lév.* 42.
Polyochnella *v. Tiegh.* N. G. II, 189.
— Barteri *v. Tiegh.** II, 189.
— brevipes *v. Tiegh.** II, 189.
— Buchneri *v. Tiegh.** II, 189.
— congensis *(Gilg) v. Tiegh.** II, 189.
— gracilipes *(Hi) v. Tiegh.** II, 189.
— integrifolia *(Sieb.) v. Tiegh.** II, 185.
— mauritiana *(Lam.) v. Tiegh.** II, 189.
— punctulata *v. Tiegh.** II, 189.
— Welwitschii *(Rolfe) v. Tiegh.** II, 189.
Polyphagus parasiticus *Nowak.* 96. — II, 89.
Polyplocium californicum *Harkn.* 125.
Polypleurum Schmidtianum *Warming** 548. — II, 198.
Polypodiaceae II, 29, 684, 767.
Polypodium 618, 614. — II, 680, 694, 701, 478.
— albidulum *Bak.* II, 724.
— (Eupolypodium) Alfari *J. D. Smith** II, 728, 781.
— aureum II, 688.
— Blanchetii *Christensen** II, 724, 781.
— (Goniophlebium) Bodinieri *Christ** II, 714, 781.
— brasiliense *Poir.* II, 724.
— Buergerianum *Miq.* II, 714.
— capillare *Desv.* II, 728.
— (Lecanopteris) carnosum *(Bl.)* II, 509, 699, 700.
— Catharinae *Langsd. et Fisch.* II, 724.
Polypodium Catharinae *var.* rotundatum *Christ** II, 724.
— cryptum *Underw. et Maxon** II, 728, 729, 781.
— crispatum *(J. Sm.) Hk.* II, 724.
— drymoglossoides *Bak.* II, 729.
— ellipticum *(Thbg.)* II, 714.
— — *var.* simplicifrons *Christ** II, 714.
— ensatum II, 695.
— exiguum *Fée* II, 724.
— filipes *Christ** II, 724, 781.
— furfuraceum II, 724.
— Galatheae *Christensen** II, 724, 781.
— hastatum 497. — II, 715.
— (Pleopeltis) hederaceum *Christ** II, 714, 729, 781.
— hemitomum *Hance* II, 714.
— Heracleum II, 697.
— herbaceum *Christ** II, 724, 781.
— hirtellum *Bl.* II, 729.
— incanum II, 727.
— japonicum *(Franch. et Sav.) Maxon* II, 718.
— laevigatum *Cav.* II, 724.
— — *var.* crispatum *Christensen** II, 724.
— lineare *Thbg.* II, 695, 714.
— — *var.* abbreviatum *Christ** II, 714.
— — *var.* glaucosorum *Christ** II, 715.
— longepilosum *Christensen** II, 724, 781.
— longipes *Fée* II, 724.
— loriceum *L.* II, 724.
— lycopodioides *L.* II, 724.
— microrhizoma *Clarke* II, 714.

Digitized by Google

Polypodium moniliforme *Lag.* II, 724.
— (Goniophlebium) Mosenii *Christensen** II, 724, 731.
— ovatum *Wall.* II, 714.
— (Pleopeltis) phyllomanes *Christ** II, 714, 729, 731.
— — *var.* Doryopteris *Christ** II, 714.
— piloselloides *Willd.* II, 724.
— plebejum *Schlecht.* II, 724.
— (Pl.) podobasis *Christ** II, 715, 731.
— polypodioides II, 720, 721.
— Redlichi *Engelh.** II, 739.
— repens *L.* II, 724.
— Restingae *Christ** II, 724, 731.
— Schwackei *Christ** II, 724, 731.
— sinuosum *Wall.* II, 509, 699, 700.
— trichomanoides *Sw.* II, 724.
— trifidum *Don* II, 715.
— vexillare *Christ** II, 724, 731.
— villosum *Fée* II, 724.
— vulgare *L.* 486. — II, 695, 698, 704, 705, 709, 710, 711, 712, 718, 719, 721, 727, 748. — P. 119.
— — *subspec.* serratum *Willd.* II, 704, 709.
— — *var.* acutum II, 712.
— — *var.* biserratum II, 709.
— — *var.* cambricum II, 719.
— — *var.* Caprinum *Christ** II, 712.
— — *var.* deltoideum II, 709.
Polypodium vulgare *var.* frondosum II, 709.
— — *var.* intermedium II, 709.
— — *var.* japonicum *Franch. et Sav.* II, 718.
— — *var.* ototomum *Borb.* 704.
— — *var.* pectinatum II, 712.
— (Eupolypodium Warmingii *Christensen** II, 724, 731.
Polypogon maritimus *Willd.* 484.
— — *var.* subspathaceus *(Req.) Parl.* 484.
Polypompholyx 617.
Polyporaceae 7, 12, 14, 15, 16, 21, 23, 24, 26, 28, 30, 41. — II, 863.
Polyporus 13, 29, 38, 91. — II, 406, 416, 852. — P. 140.
— alboluteus *Ell. et Ev.* 33.
— bogoriensis *Hölterm.* 186.
— carneus *Nees* II, 406, 407.
— castanophilus *Atk.** 186.
— corticola 21.
— — *var.* tulipiferae *Fr.* 21.
— Curtisii *Berk.* 21.
— destructor 91.
— (Fomes) evonymi *Kalch.* 13.
— Fibula *Fr.* 123.
— flavovirens *B. et R.* 13.
— fomentarius *(L.) Fr.* II, 372.
— fragilis *Fr.* II, 372.
— frondosus *Fr.* II, 372.
— fruticum *B. et C.* 24.
— fulvus *Fr.* II, 372.
— holocyaneus *Atk.** 186.
— igniarius 16.
— illicicola *P. Henn.** 28, 186.
Polyporus imberbis 41.
— juniperinus *Schrenk* II, 406, 407.
— laccatus *Pers.* 21.
— lentus *Berk.* 31.
— (Merioma) lithophylloides *Har. et Pat.** 27, 186.
— lucidus *Fr.* 21.
— medulla-panis 91.
— (Leptoporus) minusculus *Boud.** 11, 186.
— Oerstedii *Fries* 21, 158.
— officinalis *Fr.* 124. — II, 65.
— Penningtonii *Speg.** 186.
— polymorphus *Holterm.* 186.
— Ribis II, 373, 375.
— (Fomes) rimosus *Berk.* 85. — II, 407.
— sulfureus *(Bull.) Fr.* 57, 124.
— tomentosus *Fr.* 123.
— tulipiferae *Schw.* 21.
— vaporarius 89, 91.
— viscosus *Pers.* 10.
— volvatus *Peck* 22, 149.
— volvatus Torreyi *Ger.* 22.
Polyscias Albersiana *Harms** 550. — II, 165.
— malosana 559.
Polysiphonia 131, 568. — II, 663.
— nigrescens II, 90.
— rubra II, 101.
— urceolata II, 131.
— variegata II, 129, 130.
— violacea II, 101, 131, 663.
Polysphaeria neriifola 557.
Polysphondylium *Bref.* 95.
— album *Olive** 94, 95, 186.
— pallidum *Olive** 94, 95, 186.
— violaceum *Bref.* 95.
Polysporella Kuetzingii *Zopf* 96.

Digitized by Google

Polystachya Busseana *Krzl.** II, 159.
— Ellenbeckiana *Krzl.** II, 159.
— miranda 557.
— Rolfeana *Krzl.** II, 159.
Polystichum *Roth* II, 717, 728.
— acrostichoides *(Michx.) Schott* II, 727.
— (Auriculata) acutidens *Christ** II, 714, 781.
— aquifolium *Underw. et Maxon** II, 728, 781.
— auriculatum *(Sw.)* II, 714.
— carvifolium *Bak.* II, 714.
— deltodon *(Bak.)* II, 714.
— (Auriculata) diplazioides *Christ** II, 714, 781.
— Filix mas II, 186.
— Hillsianum *Hollick** II, 744.
— ilicifolium *Fée* II, 728.
— ilicifolium *Moore* II, 728.
— Lonchitis II, 714.
— (Foeniculacea) Martini *Christ** II, 714, 729, 781.
— munitum *(Klf.)* II, 714.
— (Auriculata) nephrolepioides *Christ** II, 714, 729.
— (Incisa) praelongum *Christ** II, 714, 781.
— spinulosum II, 705, 748.
— Thelypteris II, 186, 705, 748.
— tripteron *(Sw.)* II, 714.
Polystictus albo-luteus *Rostr.** 29, 186.
— arenicolor *B. et C.* 24.
— atripes *Rostr.** 29, 186.
— bogoriensis *(Holterm.) Sacc. et Syd.** 186.
— changensis *Rostr.** 29, 186.
— cinnabarinus *Fr.* 81.
Polystictus crenatoporus *Rostr.** 29, 186.
— flabellum *Mont.* 24.
— hirsutus *Fr.* 24.
— Holtermanni *Sacc. et Syd.** 186.
— Ikenoi *P. Henn.** 187.
— lignoides *Mont.* 24.
— minutissimus *Rostr.** 29, 187.
— modestus *Kze.* 24.
— nilgherriensis *Mont.* 24.
— olivascens *Rostr.** 29, 187.
— pergamenus *Fr.* 21.
— purpureo-albus *Rostr.** 29, 187.
— pusillus *Rostr.** 29, 187.
— Schmidtii *Rostr.** 29, 187.
— sector schizodes *B. et C.* 24.
— tigrinus *Rostr.** 29, 187.
— trichomallus *Berk. et Mont.* 24.
— undiger *(B. et C.) Sacc.* 24.
Polystigma rubrum *(Desm.) Sacc.* II, 870, 872.
Polythecium *v. Tiegh.* N. G. II, 189.
— andravinense *(Baill.) v. Tiegh.* II, 189.
— Bakeri *v. Tiegh.* II, 189, 190.
— Baronii *v. Tiegh.* II, 189, 190.
— Carvalhoi *(Engl.) v. Tiegh.** II, 190.
— ciliatum *(Lam.) v. Tiegh.** 189.
— cochinchinense *v. Tiegh.** II, 190.
— contortum *v. Tiegh.** II, 190.
— cordatum *(Thw.) v. Tiegh.** II, 190.
Polythecium emarginatum *v. Tiegh.** II, 189.
— Fischeri *(Engl.) v. Tiegh.** II, 189.
— Grandidieri *v. Tiegh.** II, 190.
— Griffithii *v. Tiegh.** II, 190.
— Helferi *v. Tiegh.* II, 190.
— Hildebrandtii *v. Tiegh.** II, 190.
— Humblotianum *(Baill.) v. Tiegh.** II, 189.
— inaequale *v. Tiegh.** II, 190.
— integrifolium *v. Tiegh.** II, 190.
— Kingii *v. Tiegh.** II, 190.
— Kirkii *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 189.
— Lefevrei *v. Tiegh.** II, 190.
— lokobense *v. Tiegh.** II, 190.
— longipes *v. Tiegh.** II, 190.
— lucens *v. Tiegh.** II, 190.
— macranthum *v. Tiegh.** II, 190.
— madagascariense *(P. DC.) v. Tiegh.** II, 189.
— Moonii *(Thw.) v. Tiegh.** II, 190.
— mucronatum *v. Tiegh.** II, 190.
— nitidum *(Thbg.) v. Tiegh.** II, 190.
— obovatum *(Baill.) v. Tiegh.** 189.
— pedunculatum *v. Tiegh.** II, 190.
— pellucidum *v. Tiegh.** II, 190.
— polycarpum *(Bak.) v. Tiegh.** 189.
— pulchrum *(Hook.) v. Tiegh.* II, 189.*

Digitized by Google

Polythecium pumilum *(Ham.) v. Tiegh.** II, 190.
— Richardii *v. Tiegh.** II, 190.
— rubrum *v. Tiegh.** II, 190.
— rufescens *(Thw.) v. Tiegh.** II, 190.
— spinulosum *v. Tiegh.** II, 190.
— splendidum *(Engl.) v. Tiegh.** II, 189.
— Thorelii *v. Tiegh.** II, 190.
— Thwaitesii *v. Tiegh.** II, 190.
Polythrincium *Trifolii* II, 375.
Polytomaceae II, 118.
Polytrichum 211, 212, 284, 441.
— alpinum *L.* 219.
— commune 212, 217.
— decipiens *Limpr.* 215.
— fragilifolium *H. Lindbg.** 295, 258.
— gracile *Menz.* 212.
— Jensenii *Hagen* 214.
— ohioënse *Ren. et Card.* 215, 281.
— perigoniale *Mchx.* 219, 283.
— sexangulare 448, 458.
— vulgare II, 503.
— yukonense *Card. et Ther.** 258.
Polyuratea *v. Tiegh.** N. G. II, 190.
— hexasperma *St. (Hil.) v. Tieghem** II, 190.
— Planchonii *v. Tiegh.** II, 190.
— polygyna *(Engl.) v. Tiegh.** II, 190.
— subverticillata *(Erh.) v. Tiegh.** II, 190.
Pomaceae 638.
Pompholyx sapida *Cda.* 99.
Pontania bella *(Zadd.)* II, 566, 581.
Pontania gallicola *Westw.* II, 582.
Pontederia 611, 626. — II, 464.
— azurea 611.
— crassipes 611.
Pontederiaceae 543, 544, 612, 655.
Pontosphaera *Lohmann* N. G. II, 142.
— haeckelii *Lohmann** II, 142.
— huxleyi *Lohmann** II, 142.
— inermis *Lohmann** II, 142.
— pellucida *Lohmann** II, 142.
— syracusana *Lohmann** II, 142.
Popowia Buchananii 658.
— Barteri 658.
— congensis 658.
— djurensis 658.
— elegans 658.
— ferruginea 658.
— foliosa 658.
— fornicata 658.
— Heudelotii 658.
— Mannii 658.
— obovata 658.
— Schweinfurthii 658.
— stenosepala 658.
— trichocarpa 658.
Populus 350, 613. — II, 464, 491, 553. — P. 6, 153. — II, 398.
— alba P. 115, 129, 182 — II, 395, 782.
— alba × tremula 428. — P. 115. — II, 395.
— balsamifera 520. — P. 114, 115, 170, 183. — II, 394, 395.
— canadensis II, 444. — P. 114, 115, 170. — II, 394, 395.
— canescens 428. — P. 115.
— daphnogenoides *Ward* II, 758.
Populus deltoides 520. — P. 156.
— euphratica *Oliv.* II, 559.
— grandidentata 520.
— italica P. 115. — II, 395.
— monilifera P. 143, 156.
— nigra *L.* 398. — II, 444, 559, 574, 585. — P. 8, 114, 115, 169, 170. — II, 394, 395.
— obtrita *Dn.* II, 758.
— pyramidalis II, 643.
— Richardsonii *Heer* II, 758.
— Tremula *L.* 396, 444. — II, 444, 518, 563, 574, 782. — P. 115. — II, 395.
— tremuloides 520. — P. 197.
— Ungeri *Lesq.* II, 758.
Porana paniculata 534.
— subrotundifolia 675.
Porella 248.
— Bolanderi *(Aust.) Pears.* 248.
— laevigata 215.
— — *var.* subintegra *Kaal.** 214.
— navicularis *(L. et L.) Lindb.* 248.
— pinnata *L.* 248.
— platyphylla *(L.) Lindb.* 248.
— rivularis *(Nees) Trevis.* 248.
— Roellii *Steph.* 248.
— Swartziana *(Web.) Trevis.* 248.
— Thuja *(Dicks.) Lindb.* 214.
Poria 22, 29.
— carnosa *Rostr.** 29, 187.
— cruentata *Mont.* 21.
— myceliosa *Peck** 187.
— platensis *Speg.** 187.
— tulipiferae *Sacc.* 21.
Porliera hygrometrica 528. — II, 645.

Digitized by Google

Porochna *v. Tiegh.* N. G. II, 190.
— Antunesii *(Engl.) v. Tiegh.** II, 190.
— Hoffmannii-Ottonis *(Engl.) v. Tieghem** II, 190.
— huillensis *(Engl.) v. Tiegh.** II, 190.
Poronia 25.
— hemisphaerica *Starb.** 587.
— leporina *Ell. et Ev.* 12, 18, 40.
— microspora *Starb.** 587.
— solenoplea *Starb.** 587.
Porophyllum lineare 588.
— linearifolium 588.
— platyphyllum *Chod.** II, 225.
— ruderale 588.
Poroptyche *Beck* II, 405.
Porotrichum 234.
— anastrephidioides *C. Müll.* 245.
— angustatulum *C. Müll.* 244.
— angustirameum *C. Müll.* 248.
— anisopleuron *Broth.* 244.
— anisopleuron *Kiaer* 244.
— Bertrandi *Ren. et Card.* 244.
— biforme *C. Müll.* 248.
— bolivianum *C. Müll.* 244.
— Braunii *Broth.* 244.
— brunneolum *C. Müll.* 244.
— caesium *Mitt.* 244.
— caespitosum *C. Müll.* 244.
— capillistolo *C. Müll.* 248.
— Carautae *C. Müll.* 248.
— caudatum *Broth.* 244.
— Ceramiae *C. Müll.* 244.
— Chauveti *C. Müll.* 244.
— Chenagoni *C. Müll.* 248.
Porotrichum chlaropteris *C. Müll.* 244.
— cobanense *C. Müll.* 244.
— comorense *C. Müll.* 244.
— corralense *Broth.* 248.
— corticola *Broth.* 244.
— crassipes *Ren. et Card.* 245.
— crenulatum *C. Müll.* 244.
— denticulatum *Mitt.* 244.
— Durelii *Broth.* 244.
— Dusenii *C. Müll.* 244.
— elatulum *C. Müll.* 244.
— elegantissimum *Mitt.* 244.
— ellipticum *Bosch. et Lac.* 244.
— Engleri *Broth.* 244.
— exiguum *C. Müll.* 245.
— explanatum *Mitt.* 248.
— filiferum *Mitt.* 244.
— flagellaceum *Mitt.* 245.
— flavidulum *C. Müll.* 244.
— flaviusculum *C. Müll.* 244.
— Geheebii *C. Müll.* 248.
— globiglossum *C. Müll.* 248.
— Hanseni *C. Müll.* 248.
— herpetineuron *Besch.* 248.
— Heudelotii *Besch.* 245.
— homalioides *C. Müll.* 244.
— humile *Mitt.* 244.
— ichnopteris *C. Müll.* 248.
— imbricatum *Mitt.* 244.
— insularum *Mitt.* 248.
— Jollyi *Par. et Broth.** 286, 245, 258.
— Korthalsianum *Dozy et Molk.* 244.
— Krausei *Lor. et Hpe.* 244.
— Kühlianum *Bosch. et Lac.* 258.
— Kurzii *Hpe.* 244.
Porotrichum Laurentii *Ren. et Card.* 245.
— leptodendron *C. Müll.* 244.
— leptometeorium *P. Dusén* 245.
— leptopterum *C. Müll.* 245.
— linearifolium *Geh. et Hpe.* 248.
— Lorentzi *C. Müll.* 248.
— Loriae *C. Müll.* 245.
— madagassum *Kiaer* 244.
— Makinoi *Broth.* 244.
— mexicanum *Schpr.* 248.
— Micholitzii *C. Müll.* 244.
— microcellulare *C. Müll.* 244.
— microthamnium *Hpe.* 248.
— microthamnium *C. Müll.* 245.
— microthecium *C. Müll.* 244.
— minus *Hpe.* 244.
— minutistola *C. Müll.* 244.
— minutum *Mitt.* 245.
— mixtum *C. Müll.* 245.
— molliculum *Broth.* 248.
— Morokae *C. Müll.* 248, 244.
— mucronatulum *C. Müll.* 244.
— mucronulatulum *Ren.* 244.
— natalense *C. Müll.* 244.
— neilgherrense *C. Müll.* 248.
— Newtoni *C. Müll.* 245.
— nicobaricum *C. Müll.* 248.
— oblongifrondeum *Broth.* 244.
— obtusatum *Lindb. et Arn.* 248.
— olidum *C. Müll.* 248.
— palmetorum *Besch.* 245.
— panduraefolium *(C. Müll.) Mitt.* 245.

Digitized by Google

Porotrichum paraguayense *Broth.* 248.
— patulum *Geh. et Hpe.* 248.
— penicillidens *C. Müll.* 244.
— pennaeforme *C. Müll.* 244.
— pennaefrondeum *C. Müll.* 248.
— pergracile *C. Müll.* 245.
— perpusillum *C. Müll.* 245.
— perpygmaeum *C. Müll.* 248.
— pertenerum *C. Müll.* 244.
— pinnatelloides *C. Müll.* 244.
— Pittieri *Ren. et Card.* 244.
— plagiorhynchum *Ren. et Card.* 248.
— plicatulum *Mitt.* 245.
— plumosum *Ren. et Card.* 245.
— porrectulum *C. Müll.* 248.
— pugionatum *C. Müll.* 248.
— punctulatum *C. Müll. et P. Dusén* 245.
— Quintasii *Broth.* 245.
— ramosissimum *Hpe.* 244.
— ramulosum *Mitt.* 245.
— regulare *Ren. et Par.** 235, 248, 258.
— rigidum *Mitt.* 248.
— Robillardi *C. Müll.* 244.
— rostrifolium *C. Müll.* 245.
— rotundifrondeum *C. Müll.* 244.
— ruficaule *C. Müll.* 244.
— saperense *Besch.* 248.
— scaberulum *Ren. et Card.* 245.
— scalpellifolium *Mitt.* 245.
— scaposum *Hpe.* 244.
Porotrichum serricolum *C. Müll.* 248.
— setoso-flagellosum *C. Müll.* 248.
— sigmatelloides *C. Müll.* 248.
— stolonaceum *Hpe.* 248.
— stolonirameum *C. Müll.* 244.
— striatum *Mitt.* 244.
— Stuhlmanni *Broth.* 245.
— subalopecuroides *C. Müll.* 244.
— subambiguum *C. Müll.* 244.
— subcucullatum *Hpe.* 245.
— subpennaeforme *Lindb.* 244.
— subpunctulatum *C. Müll.* 245.
— subsecundum *Kiaer* 248, 244.
— subsimplex *C. Müll.* 245.
— subsparsiflorum *C. Müll.* 244.
— substolonaceum *Besch.* 248.
— suspectum *C. Müll.* 245.
— tenerascens *C. Müll.* 244.
— tenerrimum *C. Müll.* 244.
— tenuifrons *C. Müll.* 244.
— thamniellaceum *C. Müll.* 244.
— Tubaroniae *C. Müll.* 248.
— undulatulum *C. Müll.* 244.
— usagarum *Mitt.* 248, 244, 245.
— variabile *Hpe.* 248.
Porphyra 568. — II, 105, 128.
— abyssicola II, 129.
— amplissima II, 129.
— laciniata II, 129.
— leucosticta II, 129.
Porphyra miniata II, 129.
— — *f.* cuneiformis II, 129.
— najadum II, 129.
— nereocystis II, 129.
— occidentalis *Setch.** II, 129, 142.
— perforata II, 129.
— — *f.* lanceolata II, 129.
— — *f.* segregata II, 129.
— tenuissima II, 129.
— variegata II, 129.
Portaea II, 283.
Portulaca II, 823.
— neglecta *Mackenz. et Bush** II, 199.
— oleracea *L.* 408, 418, 566. — II, 628. — P. 206.
— pilosa 527.
— plano-operculata P. 208.
— platensis *Speg.** II, 199.
— quadrifida 558.
Portulacaceae 601, 609, 615, 698. — II, 199.
Posidonia 568.
— australis 569.
— oceanica 568.
Postelsia II, 110.
Potamogeton 360, 504, 611, 618, 655. — II, 603, 690, 756.
— acutifolius 419.
— alpinus 419.
— amplifolius 360.
— coloratus 474.
— crispus 422.
— densus 422.
— filiformis 420.
— gramineus 422, 474.
— lucens 422. — II, 775.
— Morongii *Arth. Benn.** II, 163.
— mucronatus 420.
— obtusifolius 466.
— odontocarpus *Gandog.** II, 168.
— pectinatus 422, 496.
— perfoliatus 422.
— plantagineus 464.

Digitized by Google

Potamogeton praelongus 420.
— pusillus 422, 466.
— rectifolius *A. Benn.** II, 168.
— rufescens 898.
— similis *A. Benn.** II, 168.
— strictifolius *A. Benn.** II, 168.
— subflaxus *Loret* 471.
— Tepperi *A. Benn.* II, 168.
— trichoides 422.
— vaginatus 422.
— Zizii 422.
Potamogetonaceae 543, 544, 655. — II, 163.
Potentilla 488, 609. — II, 286, 440, 784, 802.
— acuminata *Hall** II, 205.
— anserina 498, 499, 501.
— arenaria 843, 898, 412.
— argentea 412, 488.
— aurea 482.
— biflora 459.
— bifurca 456, 498.
— callida *Hall** II, 205.
— canescens 412, 488.
— cinerea 412.
— collina 400, 408.
— fissidens 488.
— fragariastrum 408, 405. — II, 470.
— fragarioides 501.
— fruticosa 456, 459, 498. — II, 797. — P. 180.
— Gaudini *Grml.* 412.
— geoides 488.
— glandulosa nevadensis 524.
— Hickmanii *Eastwood.** II, 205.
— hirta 481.
— intermedia 408.
— Kotschyana *Boiss.* II, 560.
— lactea 524.
— lanuginosa 488.
Potentilla maculata 458.
— matsukoana *Makino** II, 205.
— micerantha 488.
— Miyabei *Makino** II, 205.
— multifida 498.
— nepalensis II, 795, 802.
— nivea 456, 498.
— norvegica 408, 501.
— obscura 488.
— opaca 488.
— pedata 427. — II, 480.
— pilosa 488.
— pseudo-taurica 488.
— pulchella 450. — II, 659.
— reptans 898.
— rupestris 897, 899, 415.
— semimarginata 488.
— sericea 456, 498.
— strigosa 501.
— subpedata 488.
— supina 488, 501.
— taurica 488.
— ternata *Hack.** II, 205.
— ternata *Mak.** II, 205.
— Thurberi *Gray* II, 486.
— thuringiaca 412.
— thyrsiflora 408.
— Tormentilla II, 553, 574.
— umbrosa 488.
— uniflora 459.
— verna 412, 488.
— viscosa 501.
Poterium muricatum 471.
— officinale 456.
— polygamum *W. K.* 412. — II, 560.
— — *var.* platylophum 412.
— Sanguisorba 488. — II, 784, 785.
— spinosum 489.
Poterophora Donnellii *Wolle* II, 722.
Pothos 618.
— scandens 548.
Potoromyces loculatus *Müller* 125.
Pottia *Ehrh.* 240.
— Heimii 210, 218.
— — *var.* beringiana *Card. et Ther.** 218.
— lanceolata 217.
— minutula 219.
— — *var.* rufescens *Schpr.* 219.
— punctulata *Ren. et Par.** 285, 258.
— truncatula 210.
— tuberculosa *Ren. et Par.** 258.
— Wilsoni 217.
Pottiaceae 289, 240, 246.
Pouzolzia fruticosa *Engl.** II, 209.
— hypoleuca 557.
Pozoa hydrocotylifolia 566.
— reniformis II, 440.
Prainea cuspidata *Becc.** II, 210.
— frutescens *Becc.** II, 210.
— papuana *Becc.** II, 210.
— Rumphiana *Becc.** II, 210.
Prasiola II, 114.
— antarctica *Kütz.* II, 111,
— borealis *Reed.** II, 114. 142.
— crispa (*Lightf.*) *Menegh.* II, 97, 102, 111.
— furfuracea *Menegh.* II, 114.
Pratia arenosa II, 440.
— repens 566. — II, 498.
Preissia commutata 211.
Premna integrifolia *L.* II, 488.
— macrophylla P. 192.
Prenanthes 612. — P. 108.
— crepidinea P. 166.
— diversifolia P. 188.
— purpurea 408, 409, 411, 424. — P. II, 400.
— racemosa P. 192.
Primula 57, 341, 359, 489, 609, 612, 617. — II, 287, 286, 466, 481, 784, 789, 798. — P. 111.

Digitized by Google

Primula acaulis *Jcq.* 489. — II, 321, 481.
— altaica 502.
— Auricula 473, 605. — P. 111.
— brevifrons *Borb.* 698.
— cortusoides 502.
— elatior 424.
— Ellisiae *Pollard et Cockerell** II, 287.
— farinosa *L.* 345, 398, 414, 502, 508, 565, 599, 614. — II, 508.
— — *var.* magellanica (*Lehm.*) *Hook.* 565.
— floribunda 359.
— hortensis II, 321.
— megaseaefolia 698.
— mistassinica 459, 508.
— mollis 698.
— nivalis 459.
— obconica 383.
— officinalis II, 499. — P. 41. — II, 424.
— palinuri *Pet.* 482.
— Parryi 522, 699.
— purpurea 495.
— rotundifolia 495.
— sibirica 457. — P. 188.
— sinensis 382, 384, 699.
— spectabilis *Tratt.* II, 473.
— tibetica 495.
— verticillata 359.
— — *var.* Aucherii 359.
— — *var.* Boveana 359.
— — *var.* simensis 359.
— — *var.* typica 359.
— violodora *Dunn** 698. — II, 287.
— Wilsonii *Dunn** 698. — II, 237.
Primulaceae 389, 390, 440, 508, 609, 612, 616, 692, 698. — II, 287, 309. — P. 121.
Primulales 637, 638.
Prionium serratum 616.
Prionolobus compactus *Jörgensen** 214, 262.
Prionolobus spinifolius *Jörgensen** 214, 262.
Prionosciadium Watsoni P. II, 399.
Prionotis cerinthoides II, 282.
Prismaria subtilissima *Oud.** 187.
Pristleya umbellifera II, 276.
— vestita II, 276.
Pritchardia filifera II, 348.
Prosartes II, 670.
— Hookeri *Torr.* 681. — II, 669.
Proserpinaca palustris 619. — II, 658.
Prosopanche 566.
— Bonacinai *Speg.** II, 178.
Prosopis algarrobilla II, 483.
— Benthamii *Chod. et Wilcz.** II, 175.
— fruticosa 566.
— juliflora P. 183.
— rinalillo *Stuckert** 566. — II, 175.
— striata *Bth.* II, 175.
Prosthemiella *Sacc.* 42.
Protarum seychellarum 641.
Protea Baumii 550.
— Busseana *Engl.** II, 199.
— chionantha 550.
— chrysolepis 550.
— congensis *Engl.** II, 199.
— Dekindtiana *Engl.** II, 199.
— Eickii *Engl.** II, 199.
— haemantha 550.
— kilimandscharica 561.
— Lemairei *Wildem.** 699. — II, 199.
— madiensis 550.
— melliodora 550.
— myrsinifolia 550.
— praticola 561.
Protea rubrobracteata 558.
— trichophylla 550.
Proteaceae 550, 613, 614, 615, 699. — II, 199.
Protium II, 70, 72, 826.
Protoclavarieae 18.
Protococcaceae II, 99.
Protococcales II, 113.
Protococcoideae II, 119.
Protococcus II, 121.
— Goetzei *Schmidle** II, 142.
Protoderma *Kütz.* II, 114.
— marinum *Reinke* II, 110.
Protodiscineae 14, 15.
Protomonadina II, 125.
Protomyces Inouyei *P. Henn.** 28, 187.
— macrosporus *Unger* 35.
— Theae *A. Zimm.** 44, 187. — II, 363.
Protomycetaceae 28.
Protopityeae II, 704.
Protoplatanus II, 734.
Protostegia *Cke.* 42.
Protozoae II, 125.
Prumnopitys elegans 640.
Prunella aequinoctialis 580.
— alba 468.
— grandiflora 419.
— vulgaris *L.* 580.
Prunus 380, 394, 502, 519, 610, 613, 618, 702. — II, 347, 465, 468, 553, 784. — P. 137, 140, 150, 156, 165, 170, 180, 182, 183, 185, 195, 201, 206, 409.
— americana *Marsh.* 381, 701.
— armeniaca 498. — P. 79, 133, 136, 140, 141, 147, 150, 151, 156, 158, 159, 160, 163, 194, 195. 199, 203.
— avium *L.* 398, 438. — II, 574. — P. 79, 206. II, 409.
— Besseyi 701.

Digitized by Google

Prunus Cerasus *L.* 864, 484. — II. 499. — P. 75, 79, 88, 146, 177, 193, 198. — II, 869, 409.
— Davidiana 498.
— demissa 524.
— domestica *L.* 864, 498. — II, 574. — P. 79, 88, 84, 195. — II, 869, 872, 409.
— eximia *Small** II, 205.
— humilis 498.
— insititia *L.* 489.
— lanata *Mackenzie et Bush** 519. — II, 205.
— Laurocerasus *L.* II, 855, 468, 626, 784, 791.
— lusitanica 616.
— Mahaleb *L.* 488.
— Maximowiczii P. 204.
— nigra *Mühlenb.* 881, 701.
— Padus *L.* 898, 501. — P. II, 897.
— Persica P. 142, 169.
— pseudocerasus 502. — P. 174.
— serotina *Ehrh.* 882, 891.
— serrulata *Hisakura* 502.
— Simoni 498.
— spinosa *L.* 488, 488. — II, 546, 784, 791. — P. 157, 159.
— tarda *Sargent** II, 205.
— tomentosa 498.
— virginiana *L.* 882.
Psalliota campestris 48. — II, 361.
Psammina *Rouss. et Sacc.* 42.
Psaronius II, 747.
— junceus II, 747.
Psathyrella disseminata 88.
— fragilis *Earle** 187.
Psephellus dealbatus 440.
— hypoleucus 440.
— leucophyllus 489, 440.
— salviaefolius 440.
Pseudima frutescens *Rdlk.* II, 51.
Pseudaegle trifoliata *(Linn.) Mak.** II, 205.
Pseudobeltrania *P. Henn.* N. G. 27, 187.
— Cedrelae *P. Henn.** 27, 187.
Pseudocadia *Harms* N. G. II, 178.
— anomala *(Vtke.) Harms** II, 178.
Pseudo-calliergon *Ren.* 252.
Pseudocedrela *Harms* 552, 690.
— Kotschyi 552.
Pseudocenangium *Karst* 42.
Pseudocommis vitis II, 888.
Pseudocymopterus anisatus *Gray* II, 7.
Pseudodiphtheriebacillus 284, 288.
Pseudodiplodia diaphana *(Fuck.) Sacc. et Syd.** 187.
Pseudodracontium Harmandii *Engl.* 548, 544.
— — *var.* Schmidtii *Engl.** 544.
Pseudographis Cocoës *P. Henn.** 26, 187.
Pseudohelotium Microcenangium *Penz. et Sacc.** 187.
Pseudoleskea patens *Limpr.* 281.
Pseudomelasmia *P. Henn.* N. G. 26, 187.
— Lauracearum *P. Henn.** 26, 187.
Pseudomonas II, 881.
— Amaranti *Smith* II, 882.
— campestris *(Pammel)* 104, 329. — II, 879, 880, 881, 883.
— destructans II, 882, 888.
— Dianthi *Arthur et Bolley* II, 881.
Pseudomonas fragariae *Gruber* 808.
— Hyacinthi *Wakker* II, 881, 882.
— Iridis 828.
— Juglandis *Pierce* II, 881.
— lactica *Weiss** 320.
— Listeri *Weiss** 320.
— Malvacearum *Smith* II, 882.
— Phaseoli *Smith* II, 881.
— Stewarti *Stewart* II, 881.
— Syringae 828.
— vascularum *Cobb* II, 881.
Pseudopatella *Sacc.* 42.
Pseudopeziza Alismatis *(Phil. et Tr.) Sacc.* 34.
— cantareirensis *P. Henn.** 26. 187.
— Holwayi *P. Henn.** 187.
— Medicaginis *Sacc.* II, 872, 875.
— Trifolii *Fuck.* II. 374, 875.
Pseudopezizaceae 26.
Pseudophacidieae 7, 26.
Pseudoplectania fulgens *Fckl.* 17.
Pseudopleurococcus *Snow* II, 114.
— botryoides *Snow* II, 114.
Pseudoprosopis *Harms* N. G. II, 176.
— Fischeri (*Taub.*) *Harms* II, 176.
Pseudospora Bacillacearum *Zopf* 96.
Pseudoasterophyllites cretaceus *Velen.* II, 782.
— Vidali *Zeill.** II, 782.
Pseudotsuga II, 741.
— Douglasii *Carr.* 627.
— macrocarpa 524, 525.
— miocena *Penh.** II, 758.
Pseudotuberkelbacillen 288.

Digitized by Google

Pseudovalsa longipes *(Tul.) Sacc.* 80.
Psidium II, 827. — P. 187.
— guayaba 588.
— pomiferum P. 187.
Psilocybe 29.
— coprophila 48.
— helvola *(Schaeff.)* 12.
— spadicea 48.
Psilogramme *Kuhn* II, 718.
— Domingensis *(Bak.)* II, 718.
— hispidula II, 724.
— schizophylla *(Bak.)* II, 718.
Psilopezia 25.
— Moelleriana *P. Henn.** 25, 187.
Psilopilum glabratum 242.
— Tschuctschicum *C. Müll.* 214.
Psilospora *Rabh.* 42.
Psiloteae II, 701.
Psilotum 56. — II, 701, 765.
— triquetrum II, 699, 701.
Psophocarpus longepedunculatus 558.
Psoralea bituminosa 685.
Psorotheciella *Sacc. et Syd.* N. G. 42, 187.
— biseptata *(Rehm) Sacc. et Syd.** 187.
Psorotheciopsis biseptata *Rehm* 187.
Psychotria acuminata *Becc.** II, 288.
— glabrata P. 149.
— polyphlebia *Donn. Sm.** II, 288.
— semperflorens *Panch.* II, 288.
Psychotriphyllum attenuatum *Deane** II, 788.
Psylla buxi *L.* II, 568.
— pirisuga *Först.* II, 578.
Psyllium arenarium 447.
Ptelea mollis II. 661.
Ptelea trifoliata P. 180.
Pteridorachis lignora *Nath.** II, 758.
— paleacea *Nath.** II, 758.
— punctata *Nath.** II, 758.
— punctulata *Nath.** II, 758.
— striata *Nath.** II. 758.
Pterigynandrum longisetum *Hpe.* 241.
Pteris aculeata P. 201.
— aquilina *L.* 482, 484. — II, 519, 686, 694, 695, 706, 712, 715, 727, 729. — P. 196.
— — *var.* Gintlii *Rohlena** II, 712.
— — *f.* pumila *Freyn et Sint.** II, 715.
— — *var.* scandens *Freyn et Syd.** II, 715.
— argyraea II, 726, 729.
— cretica II, 701, 729.
— cristata II, 729.
— denticulata *Sw.* II, 724.
— quadriaurita *Retz.* II, 724.
— — *var.* Christii *Christensen** 724.
— Schwackeana *Christ** II, 724, 781.
— serrulata II, 694, 726, 729.
— splendens *Klf.* II, 724.
— tremula II, 726.
— tricolor II, 726.
— trifoliata *Christ* II, 729.
— umbrosa II, 729.
— undulata *Christ** II, 724, 781.
— Victoriae II, 729.
— Wimsetti II, 729.
Pterobryum 284.
Pterocactus Valentinii *Speg.** II, 166.
Pterocarpus Bussei *Harms** II, 57, 178, 878.
— Cabrae *De Wild.* II, 875.
Pterocarpus erinaceus 558. — II, 41, 825.
— Marsupium 41.
— mutondo *Wildem.** 685. — II, 178.
— odoratus *Wild.** 685. — II, 178.
— santalinus 841.
Pterocarya II, 807.
— fraxinifolia II, 807.
Pterocaulon *Ell.* 581.
— alopecuroideum 588.
— Bakeri *Malme** II, 225.
— Balansaei *Chod.** II, 225.
— Hassleri *Chod.** II, 225.
— Malmeanum *Chod.** II, 225.
— purpurascens *Malme** 588. — II, 225.
— rugosum *(Vahl) Malme** II, 225.
Pterocelastrus variabilis II, 298.
Pterocephalus Broussoneti *Coult.* II, 574.
— involucratus *Sibth. et Sm.* II, 560.
— plumosus 489.
Pterodiscus intermedius *Engl.** II, 287.
— Ruspollii 548.
Pterogoniella bogoriensis *Fl.** 258, 258.
— madagascariensis *(Brid.) Jaeg.* 285.
— obtusifolia *R. C.* 285.
Pterogonium gracile *Sw.* 228, 281, 288.
— — *var.* californicum *Ren. et Card.* 281.
Pterolepis glomerata 529.
Pterolobium lacerans 559.
— Schmidtianum *Harms** 543. — II, 175. — P. 155.
Pteromonas II, 105.
Pteronia Eenii *Spenc. Moore** II, 225.
Pteropetalum Davidi 500.

Digitized by Google

Pterophylla II, 768.
Pteropoda 571.
Pterospartium cantabricum *Spach* II, 574.
Pterospermum II, 104, 491, 497.
— javanicum II, 496.
Pterostylis depauperata *Bail.** II, 159.
Pterotaberna *Stapf* N. G. II, 216.
— inconspicua *Stpf.** II, 216.
Pterula laxa *Pat.** 24, 187.
— nana *Pat.** 24, 187.
— nivea *Pat.** 24, 187.
— squarrosa *P. Henn.** 187.
Pterygoloma cristatum *Gris.* II, 229.
— repens *Gris.* II, 280.
Pterygoneurum *Jur.* 240.
Pterygophora II, 110, 127, 128.
Pterygophyllum decompositum *Brid.* 248.
— lucens *(L.) Brid.* 228.
Ptilidium ciliare 280.
Ptilium crista-castrensis 220.
Ptilopogon II, 128.
Ptilotus *Kalchbr.* II, 405.
Ptychanthus reconditus *(L. et L.) Steph.* 284.
Ptychodium oligocladum *Limpr.* 215.
— Pfundtneri *Limpr.* 215.
Ptychomitrieae 240.
Ptychosperma elegans *Bail.** 654. — II, 168.
Ptychotis coptica 408.
Puccinia 108, 116, 120. — II, 400, 784.
— abrupta *Diet. et Holw.* 88.
— abyssinica *(P. Henn.) Syd.** 187.
— Acanthii *Syd.** 187.
— Acanthospermi *P. Henn.** 26, 187.
Puccinia Acarnae *Syd.** 85, 187.
— accedens *Syd.** 187.
— Acokantherae II, 894.
— Acroptili *Syd.** 187.
— Actaeae-Agropyri *Ed. Fisch.* II, 401.
— Actinellae *(Webb.) Syd.** 188.
— Adenostegiae *Arth.** 106, 188. — II, 898.
— Aecidii-Leucanthemi 111.
— Aegopodii *(Schum.) Mart.* 117.
— Aegopordi *Syd.** 188.
— aegra 78.
— affinis *Syd.** 188.
— Agropyri *Ell. et Ev.* 88.
— Ainsliaeae *Syd.** 188.
— albiperidia *Arth.** 106, 188.
— Allii II, 875.
— Allii-japonici *Diet.** 110, 188.
— altaica *Syd.** 188.
— altensis *Lindr.** 117. — II, 899.
— amphigena *Diet.* 82.
— Andropogonis *Schw.* 88.
— Anemones-virginianae *Schw.* II, 404.
— Angelicae *(Schum.) Fuck.* 117.
— Angelicae-Bistortae *Kleb.* 115. — II, 896.
— angustata *Peck* 88, 106.
— Anthemidis *Syd.** 188.
— aphanicondra *Lindr.** 117, 188.
— Apii *Desm.* 117. — II, 875.
— Aplopappi *Syd.** 188.
— Araujae *Lév.* 191.
— — *var.* Morreniae *Speg.* 191.
— Archangelicae *Blytt* 117.
— arctica *Lagh.** 188.
Puccinia aristidicola *P Henn.* 82.
— Arnicae-scorpioides II, 897.
— aromatica *Bubák** 116, 188.
— Arracachae *Lagh. et Lindr.* II, 899.
— Arrhenatheri *(Kleb.) Erikss.* 116. — II, 896, 401.
— artemisiella *Syd.** 188.
— artemisiicola *Syd.** 188.
— arundinacea *Hedw.* 107.
— Arundinariae *Schw.* 107.
— Asparagi *DC.* 89, 80. 81, 84, 86, 107. — II, 869, 402, 408.
— aspera *Diet. et Holw.** 106, 188. — II, 898.
— asperior *Ell. et Ev.* 116.
— Asteris II, 898.
— Asteris-alpini *Syd.** 188.
— Astrantiae *Kalchbr.* 117.
— astrantiicola *Bub.* 117.
— Athamanthae *(DC.) Lindr.* 117.
— athamanthina *Syd.** 116, 188.
— Atkinsoniana *Diet.* 84.
— Atractylidis *Syd.** 188.
— Atragenes *Hausm.* 85.
— auloderma *Lindr.* 117. — II, 899.
— ballotaeflora *Long** 118, 188.
— Balsamitae *(Str.) Rbh.* 108. — II, 897.
— Bardanae *Cda.* 114. — II, 400.
— Barkhausiae-rhoeadifoliae *Bubák** 108, 118.
— Barroetiae *Syd.** 188.
— Bartholomaei *Diet.* 82.
— Batatae *Syd.** 188.
— Benedicti *Syd.** 8, 188.

Digitized by Google

Puccinia Bistortae *(Str.) DC.* 119.
— Blepharidis *P. Henn.** 29, 188.
— Bolleyana *Sacc.* 106.
— Bonanniae *Syd.** 188.
— Borreriae *Syd.** 188.
— Bornmülleri *P. Magn.* 85, 117.
— Bouvardiae *Griff.** 20, 188.
— brachypus *Speg.** 189.
— brachysora *Diet.** 110, 189.
— bromina *Erikss.* 9.
— buharica *Jacz.* 35.
— Bulbocastani *(Cum.) Fuck.* 116.
— bullata *(Pers.)* 117, 118.
— Bupleuri-falcati *(DC.) Wint.* 117.
— Burnettii *Griff.** 20, 189.
— Buxi II, 401.
— caeomatiformis *Lagh.** 189.
— Calcitrapae *DC.* 119.
— Calimeris *Syd.** 189.
— Calycerae *Speg.** 189.
— Calycerae *Syd.** 189.
— canariensis *Syd.** 189.
— Cannae *(Wint.) P. Henn.** 26, 189.
— Cardui-pycnocephali *Syd.** 189.
— Carduncelli *Syd.** 189.
— Cari-Bistortae *Klb.* 111. — II, 396.
— Caricis *(Schum.) Reb.* 83, 84, 106.
— Caricis-Asteris *Arth.** 106, 189.
— Caricis-Erigerontis *Arth.** 84, 106, 189.
— Caricis-frigidae 111.
— Caricis-montanae 111.
— Carniolica *Voss.* 117.
— Centaureae *DC.* 119.
— Centaureae *Mart.* 83, 119.
Puccinia Cervariae *Lindr.* 117. — II, 399.
— Cestri *Diet. et P. Henn.** 26, 189.
— Chaerophylli *Purt.* 116.
— Chamaesarachae *Syd.** 189.
— chasmatis *Ell. et Ev.* 20.
— Chloridis *Speg.* 82.
— Chondrillae *Cda.* 108.
— chondrillina *Bub. et Syd.** 108, 189.
— chondroderma *Lindr.* II, 399.
— Chrysanthemi II, 403.
— Chrysanthemi-chinensis *P. Henn.** II, 400.
— Cicutae *Lasch* 116.
— circinans *Ell. et Ev.* 198.
— Cirsii-eriophori *Jacky* 108, 114, 165. — II, 400.
— Cirsii-lanceolati *Schroet.* 108, 114, 119, 165. — II, 397, 400.
— clarioneicola *Syd.** 189.
— Cnici *Mart.* 119.
— Cnici *Syd.* 8.
— Cnidii *Lindr.* 117. — II, 399.
— cognata *Syd.** 118, 189.
— cohaesa *Long.** 83, 118, 189.
— Columbiensis *Ell. et Ev.* 114.
— commutata *Syd.** 189.
— compositarum II, 798.
— confluens *Syd.** 189.
— Conii *(Str.) Fuck.* 117.
— Conopodii-Bistortae *Kleb.* 117.
— constricta *(Lagh.) Bubák** 108, 189.
— Convallariae-Digraphidis *Kleb.* II, 396.
— conyzella *Syd.** 189.
— Cooperiae *Long** 83, 118, 189.
Puccinia coronata 113. — II, 370.
— corvarensis *Bubák* 117.
— Coulterophyti *D. et H.* 116.
— Cousiniae *Syd.** 189.
— crassicutis *Syd.** 189.
— crassipes *B. et C.* 190.
— Crepidis 111. — II, 397.
— Crepidis-aureae *Syd.* 111.
— Crepidis-pygmaeae *Gaill.* 11.
— Crepidis-sibiricae *Lindr.* II, 399.
— Cryptotaeniae *Peck* 117.
— Cymboseridis *Syd.** 189.
— Cymopteri *D. et H.* 116.
— Cynoctoni *Speg.** 189.
— Dampierae *Syd.** 189.
— De Baryana *Thüm.* II, 404.
— Dianthi 78.
— dictyoderma *Lindr.* 116. — II, 399.
— dictyospora *Tranzsch.* 116, 190.
— dimorpha *Syd.** 190.
— dioicae 111.
— dispersa *Erikss.* 113, 121. — II, 402.
— Distichlidis *Ell. et Ev.* 82.
— Dochmia *B. et C.* 82.
— doronicella *Syd.** 190.
— Dubyi *Müll.-Arg.* 119. — II, 400.
— Echinopis *DC.* 108.
— effusa *D. et H.* II, 403.
— elliptica *Lindr.* 117. — II, 399.
— Ellisii *De Toni* 116.
— emaculata *Schw.* 83.
— enecta *Speg.** 190.
— enormis *Fuck.* 117.
— Eryngii *DC.* 116.

Digitized by Google

Puccinia erythraeensis *Pazschke* 29.
— exhausta *Diet.* II, 899.
— exitiosa *Syd.** 190.
— Falcariae *(Pers.) Fuck.* 117.
— farinacea *Long** 118, 190.
— Ferraris *Lindr.** 117, 190.
— ferruginosa *Syd.** 190.
— Ferulae *Rud.* 117.
— firma 111.
— fraxinata *(Lk) Arth.** 82, 88, 106, 190.
— frigida *Kom.* 117.
— Fuckelii *Syd.** 190.
— Galactitis *Syd.** 190.
— Galatellae *Syd.** 190.
— galatica *Syd.** 190.
— Gayophyti *Speg.** 190.
— Geophilae *Racib.* II, 868.
— gigantea *Karst.* 85, 119.
— gigantispora *Bubák* II, 404.
— glumarum *(Schum.) Erikss. et Henn.* II, 878.
— graminis *Pers.* 6, 84, 110, 112, 118.
— granularis *(Kalchbr. et Cke.)* 119.
— griseola *Lagh.** 190.
— Grossulariae II, 898.
— Harknessii *Vize* 88.
— Helianthi *Schw.* 88, 114. — II, 861, 400.
— Helianthorum *Schw.* II, 400.
— heliotropicola *Speg.** 190.
— Heraclei *Grev.* 85, 116.
— heterospora *B. et C.* 29.
— Hieracii *(Schum.) Mart.* 88. — II, 897.
— Homoianthi *Syd.** 190.
— Horiana *P. Henn.* II, 400.
— Houstoniae *Syd.** 190. — II, 893.
Puccinia Hydrocotyles *(Lk.) Cke.* 117.
— Hypochoeridis *Mc Alp.* 191.
— hyptidicola *Syd.** 190.
— imitans *Syd.** 190.
— Imperatoriae *Jacky* 117.
— imperspicua *Syd.** 190.
— inclusa *Syd.** 190.
— inopinata *Syd.** 190.
— Ipomoeae-panduratae *(Schw.) Syd.** 190.
— isoderma II, 899.
— istriaca *Syd.** 190.
— Intybi *(Juel) Syd.* 111.
— Jaceae *Otth* 119.
— Jambosae *P. Henn.** 26, 190.
— japonica *Diet.* II, 899.
— Jonesii *Peck* 116.
— Kamtschatkae *Anders.* II, 400.
— kansensis *Ell. et Barth.* 82.
— Karstenii *Lindr.* 85, 117.
— Kentrophylli *Syd.** 190.
— kermanensis *Syd.** 190.
— kozukensis *Diet.** 110, 190.
— Krigiae *Syd.** 190.
— Kundmanniae *Lindr.* 117, 190.
— Lactucae *Diet.* II, 899.
— lactucina *Syd.** 191.
— Lagerheimii *Lindr.* II, 899.
— Lampsanae 111.
— Laserpitii *Bubák** 116, 191.
— leioderma *Lindr.** 117, 191.
— Lekokiae *Kotschy* 116.
— leonotidicola *P. Henn.** 29, 191.
— Leucadis *Syd.** 191.
— leuceriicola *Syd.** 191.
— Leuzeae *Syd.** 191.
— Libani *P. Magn.* 117.
Puccinia Libanotidis *Lindr.* 117. — II, 899.
— Ligustici *Ell. et Ev.* 117.
— Lindaviana II, 894.
— Lindrothii *Syd.** 116, 191.
— Litseae *(Pat.) Diet. et P. Henn.** 191.
— Longiana *Syd.* II, 898.
— longissima *Schroet.* 108. — II, 897.
— luandensis *Syd.** 191.
— luteobasis *Ell. et Ev.* 117.
— Lysimachiae *Karst.* II, 899.
— Mac-Alpini *Syd.** 191.
— Madiae *Syd.** 191.
— Magnusiana *Koern.* 109.
— Magydaridis *Pat. et Trab.* 85, 117.
— Majanthemi *Diet.* II, 899.
— major 111.
— Malabailae *Bubák* 117.
— Malvacearum *Mont.* 78. — II, 401.
— Mapaniae *Racib.* II, 868.
— Marianae *Syd.** 191. — II, 898.
— Mariae-Wilsoni *Clint.* 84.
— marylandica *Lindr.* 116. — II, 899.
— melanosora *Speg.* 120.
— — *var.* tigrensis *Penningt.** 120.
— Menthae *Pers.* 88, 84.
— micrantha *Griff.** 20. 191.
— microica *Ell.* 117.
— Microlonchi *Syd.** 191.
— microsphincta *Lindr.** 117, 191.
— mitrata *Syd.** 191.
— monopora *Lindr.* II, 899.

Digitized by Google

Puccinia Morreniae *(Speg.) Syd.** 191.
— Muhlenbergiae *Arth. et Holw.** 82, 191.
— Mulgedii *Syd.** 191.
— Musenii *Ell. et Ev.* 117.
— Myrrhis *Schw.* 116.
— Nanbuana *P. Henn.* 117. — II, 400.
— nanomitra *Syd.** 191.
— Nastanthi *Speg.** 191.
— Nesaeae *(Ger.) Ell. et Ev.* 84.
— nervincola *Lagh.** 191.
— nigrescens *Peck* 192.
— nipponica *Diet.* II, 899.
— Nishidana *P. Henn.* II, 400.
— obesa *Syd.** 191.
— obducens *Syd** 191.
— obtecta *Peck.* 88.
— obtusata *Otth* II, 400.
— Onopordi *Syd.** 191.
— Opopanacis *Ces.* 117.
— Opercullariae *Syd.** 191.
— Opizii *Bubák** 108, 191.
— opulenta *Speg.* 190.
— Orchidearum-Phalaridis *Kleb.* II, 896.
— Oregonensis *Earle** 191.
— Oreoselini *(Str.) Fuck.* 116.
— Osmorrhizae *(Peck) Lindr.* 116.
— Otiophorae *Syd.** 191.
— Otopappi *Syd.** 191.
— pallidefaciens *Lindr.* II, 899.
— Peckii *(De Toni) Kellerm.** 88, 114, 191.
— Peckiana II, 869, 870.
— pencana *Syd.** 192.
— Penniseti *Barcl.* 109.
— Pentanisiae *Cke.* 29.
— — *var.* pentagynae *P. Henn.** 29.
— peridermiospora *Arth.* 106.
— periodica *Racib.* II, 868.
Puccinia perplexans *Plowr.* 116. — II, 896.
— peruviana *Syd.** 192.
— Petroselini *(DC.) Lindr.* 117.
— Peucedani-parisiensis *(DC.) Lindr.* 117.
— Phaceliae *Syd.** 192.
— Philippii *Diet. et Neg.* 116.
— Phlei-pratensis *Erikss. et Henn.* 112.
— phlyctopus *Syd.** 192.
— Phragmitis *Koern.* 107, 192. — II, 899.
— phymatospora *Lindr.** 117, 192.
— Physalidis *Peck* 88.
— Physospermi *Pass.* 117.
— Picridis-strigosae *Syd.** 192.
— Picrosiae *Syd.** 192.
— pileata *Mayor** 119. — II, 400.
— Pimpinellae *Mart.* 116, 118.
— Pinaropappi *Syd.* II, 898.
— plicata *Kom.* 117.
— Poarum 111.
— poculiformis *(Jacq.) Wettst.* 106. — II, 898.
— Podophylli *Schw.* 88.
— Podospermi 111.
— Polygoni 41.
— Polygoni-amphibii *Pers.* 84. — II, 899.
— Polygoni-vivipari *Karst.* 85, 117.
— porphyrogenita *Curt.* 88.
— praecox *Bubák* 85, 108.
— Premnae *P. Henn.** 192.
— Prenanthis *(Pers.) Fuck.* 88. — II, 897, 400.
— Prenanthis-racemosae *Syd.** 192.
— Prescotti II, 899.
— Pringsheimiana *Kleb.* 116, 121.
Puccinia Prionosciadii *Lindr.* 116. — II, 899.
— Pruni *(Pers.)* 29, 81, 88, 41, 75. — II, 870, 404.
— psoroderma *Lindr.* 117. — II, 899.
— Pulsatillae *Kalchbr.* 114.
— Pulsatillae *Rostr.* 114, 198.
— pulvillulata *Lindr.* 116. — II, 899.
— punctoidea *Syd.** 192.
— purpurea *Cke.* 88, 109.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 192.
— pygmaea *Erikss.* 35.
— Pyrrhopappi *Syd.** 192.
— recedens *Syd.** 192.
— retifera *Lindr.** 116, 192.
— Rhagadioli *(Pass.) Syd.** 192.
— Rhamni *(Pers.) Wettst.* 84. — II, 898.
— Rhapontici *Syd.** 192.
— rhyssostelmatis *Speg.** 192.
— rhytismoides *Johans.* II, 404.
— Ribesii-Pseudocyperi *Kleb.* 116. — II, 896.
— Ribis nigri-Paniculatae *Kleb.* 116.
— Ribis japonici *P. Henn.** 192.
— Richardsoni *Syd.** 192.
— roesteliiformis *Lagh.** 192.
— rubella *(Pers.) Arth.** 88, 107, 192.
— rubiicola *Syd.** 192.
— Rubigo-vera 118. — II, 870, 898.
— rufipes *Diet.** 110, 192.
— rugosa *Speg.* 85.
— rugulosa *Tranzsch.* 117.
— Rumicis-scutati II, 540.
— Salviae-lanceolatae *Bubák** 192.

Digitized by Google

Puccinia sanguinea *Diet.* 109.
— Saniculae *Grev.* 117.
— scandica *Johans.* 85.
— Schedonnardi *Kell. et Sw.* 82.
— Schneideri *Schroet.* 108, 189. — II, 897.
— — *var.* constricta *Lagh.* 189.
— Scillae *Linh.* 119. — II, 400.
— Scolymi *Syd.** 192.
— Sedi *Koern.* 9.
— Senecionis *Lib.* 111.
— seriata *Syd.** 192.
— Serratulae-oligocephalae *Syd.** 192.
— sessilis *Schneid.* 110.
— Seymouriana *Arth.** 82, 106, 192.
— Seymourii *Lindr.* 117. — II, 899.
— Silenes 78.
— Sileris *Voss* 116.
— Silphii *Schw.* 88.
— silvatica 111.
— similis *Ell. et Ev.* 118.
— similis *Long** 118, 189, 192.
— simillima *Arth.** 107, 192.
— singularis *Magn.* 118.
— Smilacearum-Digraphidis *Kleb.* 116. — II, 896.
— Smilacis *Schw.* 88.
— Smyrnii-Olusatri *(DC) Lindr.* 116.
— Sogdiana *Kom.* 116.
— Solmsii *P. Henn.* II, 368.
— Sorghi *Schw.* 84. — II, 898.
— sparganioides *E. et B.* 106.
— Spermacocis *B. et C.* 29.
— sphalerocondra *Lindr.** 116, 193.
— spilogena *Lindr.* II, 899.
Puccinia Stephanomeriae *Syd.** 198.
— Stipae *Arth.* 88.
— Stipae *(Opiz) Hora* 108. — II, 897.
— Stizolophi *Syd.** 198.
— subandina *Speg.** 198.
— suffusca *Holw.** 114, 198.
— Svendseni *Lindr.* 117. — II, 899.
— Symphyti-Bromorum II, 402.
— syriaca *Syd.** 198.
— Tanaceti *DC.* 88, 188.
— Tanaceti Actinellae *Webb.* 88, 188.
— Taraxaci *Plowr.* 84.
— tecta *Ell. et Barth.* 88.
— Teucrii *(Biv.)* 85.
— Texana *Holw. et Long** 118, 198.
— Thompsonii *Hume* 88.
— tinctoriae *P. Magn.* 119, 193.
— tinctoriicola *P. Magn.** 119, 198.
— tokyensis *Syd.** 198.
— tosta *Arth.** 88, 106, 198. — II, 898.
— — *var.* luxurians *Arth.** 106. — II, 898.
— Toumeyi *Syd.** 20, 158.
— Trabutii *Roum. et Sacc.* 85.
— Tragopogi 111. — II, 897.
— triticorum *Speg.** 198.
— troglodytes *Lindr.* II, 899.
— tumida *Grev* 117.
— turgida *Syd.** 198.
— turrita *Arth.** 106, 198. — II, 898.
— Umbilici *Guep.* 85.
— Valerianae 189.
— variabilis 111.
— Verbesinae *Schw.* 88.
— Vernoniae *Schw.* 88.
— Veronicarum II, 401.
Puccinia Verruca *Thuem.* 85.
— vestita *Syd.** 198.
— vexans *Farl.* 82.
— Violae *(Schum.) DC* 84, 78, 114. — II, 899, 400, 408.
— Willemetiae *Bubák** 85, 108, 198.
— Windsoriae *Burr.* 191.
— Windsoriae *Schw.* 88.
— Ximenesiae *Long** 118, 198.
— Zinniae *Syd.** 198.
— Ziziae *Ell. et Ev.* 117.
— Zizíphorae *Syd.** 198.
— Zoysiae *Diet.** 110, 198.
Pucciniaceae 28.
Pucciniastrum Abieti-Chamaenerii 121. — II, 404.
— Castaneae *Diet.** 110, 198.
— Coriariae *Diet.* II, 399.
— Epilobii II, 400.
Pucciniopsis Caricae *Earle** 198.
Pueraria Thunbergiana *Benth.* II, 14, 15, 865.
Pugionium cornutum 499.
Pulicaria dysenterica 406, 489. — II, 448.
— odora *Rchb.* II, 574.
— uliginosa 489.
Pulmonaria 612, 618, 618. — II, 800, 446, 464, 481.
— mollissima 486.
— officinalis 626. — II, 481, 482.
Pulsatilla albana 456.
— alpina 407. — P. II, 404.
— bolzanensis 428, 638.
— Ludoviciana 700.
— patens 399. — P. II, 404.
— — *var.* Nuttalliana P. II, 404.
— pratensis 398, 625. — P. 115. — II, 395, 440.

Digitized by Google

Pulsatilla sulphurea P. II, 404.
— vernalis × montana 428, 638.
— vulgaris P. 115. — II, 395, 404.
Pultenaea 615.
Pulvinaria Psidii II, 365.
Punica Granatum *L.* 499. — II, 585. — P. 177.
Pustularia Gaillardiana *Boud.** 11, 193.
Puttemansia *P.Henn.* N. G. 26, 193.
— lanosa *P. Henn.** 26, 193.
Puya Brittoniana *Bak.** II, 145.
Pycnolejeunea 285.
— Dussiana *Steph.** 262.
— grandiocellata *Steph.** 285, 262.
Pylaisia polyantha *Schpr.* 280.
— — *var.* dentata *Röll** 280.
— suecica *(Schpr.) Lindb.* 213.
— — *var.* julacea *Bryhn** 213.
Pyrenochaeta radicina *McAlp.** 82, 193.
— rosella *McAlp.** 81.
— spinicola *Speg.** 193.
Pyrenomyceteae 8, 11, 12, 15, 21, 28. — II, 410.
Pyrethrum II, 784.
— achilleaefolium 440.
— aureum II, 794.
— Balsamita 440.
— carneum 440.
— corymbosum 439, 440.
— macrophyllum II, 481.
— millefoliatum 439, 440.
— myriophyllum 440.
— parthenifolium 440.
— Parthenium 439, 440.
— roseum 440.
— sericeum 440.
— sinense *Max.* 384.
Pyrethrum uliginosum 337.
Pyrgus racemosus *Lour.* II, 233.
Pyrocysteae II, 126.
Pyrocystis fusiformis II, 126.
— Hamulus II, 126.
— lanceolatus II, 126.
— Lunula II, 126.
— Pseudonoctiluca II, 126.
Pyronema Buchsii *P. Henn.** 14, 193.
— domesticum *(Sow.) Sacc.* 14.
— — *var.* Raatzii *P.Henn.** 14.
Pyrrhopappus carolinianus P. 192.
— scaposus P. 192.
Pyrus coronaria 702.
Pythium II, 186.
— De Baryanum 50.
— Disodylis II, 136.
— ultimum *Trow* II, 387.
Pyxidicula annulata *Rothpl.** II, 764.

Quadrula globulosa II, 136.
Qualea cordata 538.
— grandiflora 538.
— parviflora 538.
— speciosa *Hub.** II, 211.
Quamoclidium 522. — II, 183.
— laeve *(Bth.) Rydb.* II, 183.
Quassia amara II, 54.
Quercus 344, 408, 607, 612, 615, 629, 680. — II, 296, 316, 356, 553, 557, 586, 736, 787, 780, 784. — P. 6, 80, 136, 140, 156, 164, 175. — II, 370.
— acuminata 514.
— acuta P. 189.
— aegilops *L.* II, 560, 563.
— — *f.* graeca *Kotschy* II, 563.
Quercus alba P. 166.
— alnifolia *Poecht.* II, 568.
— arizonica II, 522.
— Bertrandii *Alb. et Reyn** II, 172.
— Blancoi 607.
— Brandtii *Lindl.* II, 560.
— californica 524.
— calliprinos *Webb* II, 560.
— cedrorum *Kotschy* II, 560.
— Cerris *L.* 480. — II, 519, 520, 545, 560, 563.
— coccifera *L.* II, 540, 560, 568, 574, 586.
— — *var.* imbricata *DC.* II, 574.
— — *var.* vera *DC.* II, 574.
— coccinea 680.
— costaricensis 607.
— conferta *Kit.* II, 564.
— congesta *Presl* II, 564.
— Dampieri II, 738.
— dentata 499.
— digitata 516.
— Ellisiana *Lesq.* II, 758.
— Farnetto *Ten.* II, 520, 564.
— glaberrima 618.
— glandulifera P. 148.
— Haas *Kotschy* II, 560.
— — *var.* atrichoclados *Borb. et Born.* II, 560, 564.
— heterophylla *Mx.* II, 492.
— Holmesii *Lesq.* II, 758.
— Hondaei *Makino** II, 172.
— humilis *Link* II, 575.
— Ilex *L.* 486, 679, 680. — II, 525, 542, 543, 545, 550, 551, 564, 574, 575, 586, 782. — P. 30, 144, 148, 179, 183.
— — *var.* avellanaeformis *Colm. et Bout.* II, 576.

Digitized by Google

Quercus Ilex *var.* calycius *Poir.* II, 564.
— — *var.* serrata II, 564.
— infectoria *Oliv.* II, 560.
— lanceaefolia 548.
— lanuginosa 480.
— lusitanica *Lk.* II, 576.
— — *var.* Broteri *Cout.* II, 576.
— — *var.* faginea *Boiss.* II, 578.
— macedonica *A. DC.* II, 520, 548, 545, 564.
— macranthera *F. et M.* II, 560.
— mongolica 499.
— palaeophellos *Sap.* II, 770.
— palaestina *Kotschy* II, 560.
— — *f.* serrata II, 560.
— pedunculata *Ehrh.* 387, 444, 607, 629. — II, 520, 542, 560, 566, 567, 579, 668. — P. 151.
— persica *Jaub. et Sp.* II, 560.
— Pfaeffingeri *Kotschy* II, 561.
— pseudosuber *Santi* II, 519, 545, 586.
— pubescens *W.* 607, 629. — II, 519, 528, 529, 545, 561, 564, 584.
— — *var.* crispata *Stev.* II, 564.
— Robur *L.* 480, 486. — II, 540, 591, 668, 669. — P. 84, 147, 170, 188, 199, 200.
— — *var.* pubescens 486.
— rubra 518. — P. 146, 158, 160, 168, 201.
— semicarpifolia II, 517.
— semiserrata 548.
— serrata 607.
— sessiliflora *Sm.* 607, 629. — II, 518, 519, 520, 561, 584.
Quercus Suber *L.* 607. — II, 520, 525, 542, 579.
— — *var.* brevisquama *Cout.* II, 588.
— — *var.* genuina II, 579.
— tinctoria P. 150.
— toza II, 566, 580.
— Turneri *Knowlt.** II, 746.
— velutina 518.
— vesca *Kotschy* II, 561.
Quinaria quinquefolia *(L.) Koehne* II, 280.
— radicantissima *Koehne* II, 280.
Quinsonia coccinea *Montrouzier** II, 197.

Radermachera pentandra *Hemsl.** 664. — II, 219.
Radiococcus nimbatus *Schmidle** II, 89, 121, 142.
— Wildemanni *Schmidle* II, 89.
Radiofilum II, 90.
Radiolaria 571.
Radula *Dum.* 122, 698.
— aquilegia *(Tayl.) Nees* 214.
— Balfouriana 358.
— Barthesia 358.
— borbonica 358.
— Bornmülleri *Schffn.** 287, 262.
— complanata 280.
— crassa 358.
— germana 218.
— insularis 358.
— javanica *Gott.* 235.
— Lindbergiana *Gottsche* 280.
— multiflora 358.
— obconica *Sulliv.* 221.
— ovalifolia 358.
Radulum *Fr.* 122.
Rafflesia 699.
Rafflesiaceae 699.
Rajania cordata *Vell.* II, 24.
Rajania Sintenisii *Uline** II, 147.
Ralfsia Borneti *Kuck.* II, 110.
Ramischia obtusata 501.
Ramona polystachya 684.
Ramularia 180.
— acris *Lindr.** 194.
— Anagallidis *Lindr.** 194.
— Archangelicae *Lindr.** 194.
— Betae 6. — II, 876.
— Botrychii *Lindr.** 194.
— Calthae *Lindr.** 194.
— Cynoglossi *Lindr.** 194.
— Epilobii-parviflori *Lindr.** 194.
— Eriodendri *Racib.* 44. — II, 864.
— filiformis *Lindr.** 194.
— Hellebori 78.
— Hornemanni *Lindr.** 194.
— Hydrophylli *Ell. et Ev.** 194.
— Kabatiana *Bubák** 194. 388.
— lactea 78.
— lapponica *Lindr.** 194.
— Lysimachiarum *Lindr.** 194.
— Moehringiae *Lindr.** 194.
— Onobrychidis 6.
— picridicola *Lindr.** 194.
— pseudococcinea *Lindr.** 194.
— pygmaea *Lindr.** 194.
— repentis *Oud.** 194.
— Sparganii *Lindr.** 194.
— Tricherae *Lindr.** 191.
— Trollii *(Jacz.) Lindr.** 194.
— Trotteriana *Sacc.** 194.
— Vestergreniana *Allesch.** 194, 888.
Ranales 687.
Randia armigera *K. Sch.** 544. — II, 288.

Digitized by Google

Randia congolana *Wild et Dur.** II, 288.
— Eetveldeana 708.
— Engleriana 556.
— eucodon *K. Sch.** 544. — II, 288.
— Lemairei 703.
— mussaenda 584.
— sambesiaca *Schz.** II, 288.
Ranunculaceae 440, 609, 610, 612, 685, 700. — II, 199, 470.
Ranunculus 841, 547, 612, 618, 614, 615, 625, 700. — II, 489, 440, 481, 784.
— abortivus 514.
— — *var.* eucyclus 514.
— aconitifolius 408, 409, 418, 414.
— acris 456. — II, 294, 499, 800. — P. 116, 194.
— affinis II, 200.
— alaiensis *Ostenf.** II, 200.
— alismaefolius 524.
— alismellus 524.
— alpestris II, 552.
— aquatilis 491.
— arvensis 418, 424, 599, 625. — II, 816.
— auricomus *L.* II, 490, 585.
— Boreanus 466.
— bulbosus *L.* II, 32.
— cardiopetalus *Greene** 700. — II, 200.
— chaerophyllus 478.
— circinatus 899.
— Cymbalaria 456, 491, 502. — P. 156.
— divaricatus 422.
— Eschscholtzii 524.
— Ficaria 481, 608, 700. — II, 488, 484.
— flabellatus 489.
— flagelliformis 527.
— flammula 461.
— fluitans 898.
— geoides 527.
Ranunculus geraniifolius 700.
— — *subspec.* aduncus *Rouy et Fouc.* 700.
— glacialis 450, 626.
— Helleri *Rydb.** II, 200.
— hirtipes *Greene** 700. — II, 200.
— hyperboreus 491.
— illyricus 626.
— intertextus *Greene** 700. — II, 200.
— involucratus 491.
— kopetdaghensis *Litwinow** II, 200.
— Labordei *Lév.** II, 200.
— lanuginosus 424.
— lapponicus P. 194.
— lasiocarpus 456.
— Lingua 466, 612.
— lobatus 491.
— marginatus 488.
— micropetalus *Rydb.** II, 200.
— montanus 419. — II, 552.
— natans II, 200.
— neapolitanus *Ten.* 488, 484.
— nemorosus 468. — P. 108.
— nivalis 459, 626.
— octopetalus *Greene** 700. — II, 200.
— oligocarpus *Speg.** II, 200.
— pedunculatus 566.
— platanifolius 408, 409.
— polyanthemos 441, 446, 627.
— potamogetonoides *Speg.** II, 200.
— pseudo-caltha *Chod. et Wilcz.** II, 200.
— pulchellus 491.
— pygmaeus 420, 459, 626.
— rectus 466.
— repens 459. — II, 551. — P. 194.
Ranunculus reptans 418, 422, 461.
— rudis *Greene** 700. — II, 200.
— sceleratus 418, 625. — II, 27.
— similis 491.
— Sprunerianus 489.
— stenolobus *Rydb.** II, 200.
— trachycarpus 891.
— trichophyllus 422.
— tricuspis 491.
— tridentatus 566.
— utahensis *Rydb.** II, 200.
— verticillatus *Eastwood** II, 200.
— vulgatus 466.
Ranzania 668.
— japonica *T. Ito* 668.
Rapanea 692, 698.
— achradifolia 854.
— acrantha (*Krug et Urb.*) *Mez** 854, 692. — II, 285.
— affinis 854.
— avenis 854.
— borneensis 854.
— buxifolia 854.
— campanulata 854.
— capitellata 854.
— Cheesemanni 854.
— cochinchinensis 854.
— collira 854.
— congesta 854.
— cordata 854.
— coriacea *(Sw.) Mez.** 854. — II, 285.
— crassifolia 854.
— daphnites 854.
— dasyphylla 854.
— densiflora 854.
— dependens 854.
— emarginella 854.
— erythroxyloides 854, 692.
— falcata 854.
— ferruginea (*R. et Pav.*) *Mez** 854. — II, 285.

Digitized by Google

Rapanea Gardneriana 854.
— Gilliana 854.
— Glazioviana 854.
— glomeriflora 854.
— guyavensis 854.
— Hasseltii 854.
— Howittiana 854.
— Jelskii 854.
— kermadecensis 854.
— Korthalsii 854.
— lanceolata 854.
— lancifolia 854.
— latifolia 854.
— leuconeura 854.
— longifolia 854.
— lucida 854.
— macrophylla 854.
— manglillo 854.
— melanophloeos 854.
— myricifolia 854.
— myrtoides 854.
— Nadeaudii 854.
— neriifolia 854.
— neurophylla 854.
— oblonga 854
— oligophylla 854.
— ovalifolia 854.
— ovalis 854.
— papuana 854.
— parvifolia 854.
— Paulensis 854.
— pellucida 854.
— pellucido-punctata 854.
— philippinensis 854.
— platystigma 854.
— Playfairii 854.
— porosa 854.
— Porteriana 854.
— rawacensis 854.
— rhododendroides 854.
— runssorica 854.
— salicina 854.
— simensis 854.
— subsessilis 854.
— sumatrana 854.
— tahitensis 854.
— trinitatis *(A. DC.) Mez** 854. — II, 235.
— ulugurensis 854.
— umbellata 854.
Rapanea umbellulata 854.
— umbrosa 854.
— urceolata 854.
— Urvillei 854.
— variabilis 854.
— venosa 854.
— Vescoi 854.
— villosissima 854.
— Wightiana 854.
Raphanus II, 562.
— landra 891.
— Raphanistrum 846. — II, 581. — P. II, 888.
— sativus 425, 489, 528. — II, 647, 652. — P. II, 869, 887.
Raphia II, 827.
— monbuttorum 555, 556.
— Ruffia 547. — II, 826.
— vinifera 878. — II, 824.
Raphideae II, 600.
Raphidieae II, 106.
Raphidophora pepla 543.
Raphionacme volubile *Schlecht.* II, 218.
Rapinia collina *Montrouz.* II, 241.
Rapistrum orientale 425.
— perenne 848, 401, 488.
— rugosum 418.
Ratibida columnaris P. 148.
Rauwolfia II, 47.
— caffra II, 216.
— cardiocarpa *K. Sch.** II, 216.
— congolana *Wild. et Dur.* II, 216.
— Cumminsii *Stpf.** II, 216.
— Goetzei *Stpf.** II, 216.
— Mannii *Stpf.* II, 216.
— mombasiana *Stpf.* II, 216.
— monopyrena *K. Sch.** II, 216.
— obliquinervis *Stpf.** II, 216.
— ochrosioides *K. Sch.* II, 216.
Rauwolfia pleiosciadia *K. Sch.* II, 216.
— Senegambiae *DC.* II, 216.
— Stuhlmannii *K. Sch.* II, 216.
— Volkensii *Stpf.* II, 216.
— vomitria *Afzel.* II, 216.
— Welwitschii *Stpf.** II, 216.
Ravenala II, 444.
— madagascariensis *Sonn.* 630. — II, 444, 826.
Ravenelia II, 898.
— Baumiana *P. Henn.** 29, 194.
— Longiana *Syd.* II, 898.
— spinulosa *Diet. et Holw.* 88.
Rawsonia reticulata 560.
Razoumofskya pusilla 460, 689.
Reaumuria 614.
Rebentischia Massalongi *Sacc.* 82.
Reboulia hemisphaerica 210, 211.
Renanthera moschifera II, 470.
Renealmia congoensis *Gagn.** II, 164.
— erythroneura *Gagn.** II, 164.
— goyazensis *Gagn.** II, 164.
— jalapensis *Gagn.** II, 164.
— petasites *Gagn.** II, 164.
— reticulata *Gagn.** II, 164.
— sessilifolia *Gagn.** II, 164.
— spicata *Gagn.** II, 164.
Reseda alba 467.
— bucharica *Litwinow** II, 201.
— crystallina 391.
— lutea 418.
— odorata P. 180.

Digitized by Google

Resedaceae 609, 701. — II, 22, 200.
Restionaceae 341.
Retama sphaerocarpa *Boiss.* II, 571, 581.
Reticulariaceae 7.
Reynosia Northropiana *Urb.** II, 201.
Rhabdia lycioides *Mart.* II, 51.
Rhabdophaga nervorum *Kieff.* II, 581, 582.
— rosaria *L.* II, 581.
— salicis *Deg.* II, 582.
— Salicis *Schrk.* II, 580.
Rhabdophyllum *v. Tiegh.* N. G. II, 190.
— affine (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 190.
— angustum *v. Tiegh.** II, 191.
— Arnoldianum (*Wild. et Dur.*) *v. Tiegh.** 190.
— Barteri *v. Tiegh.** II, 191.
— calophyllum (*Hook.*) *v. Tiegh.** II, 190.
— densum *v. Tiegh.** II, 190.
— discolor (*Wright*) *v. Tiegh.** II, 190.
— longipes *v. Tiegh.** II, 191.
— nutans *v. Tiegh.** II, 190.
— panniculatum *v. Tiegh.** II, 190.
— pauciflorum *v. Tiegh.** II, 191.
— penicillatum *v. Tiegh.** II, 191.
— Preussii *v. Tiegh.** II, 190.
— Quintasii *v. Tiegh.** II, 190.
— refractum (*Wild. et Dur.*) *v. Tiegh.** II, 190.
— rubrum *v. Tiegh.** II, 191.
— Staudtii *v. Tiegh.** II, 191.
Rhabdophyllum Thollonii *v. Tiegh.** II, 191.
— umbellatum *v. Tiegh.** II, 191.
— Viancinii *v. Tiegh.** II, 191.
— Welwitschii *v. Tiegh.** II, 191.
Rhabdoporella II, 770.
Rhabdosphaera stylifer *Lohmann** II, 142.
Rhabdospora confertissima *Sacc.** 194.
— corticola *McAlp.** 32, 194.
— Elettariae *Penz. et Sacc.** 194.
— Lebretoniana *Sacc. et Roum.* 9.
— ramealis 8.
— — *var.* Rubi-Idaei *Ferr.** 8.
— sphaerelloides (*Ell. et Kell.*) *Sacc. et Syd.** 194
— Senecionis-aetnensis (*Scal.*) *Sacc. et Syd.** 194.
— Vincae *Oud.** 194.
Rhabdoweisia fugax 217.
Rhachiopteris Grayii *Will.* II, 765.
— hirsuta *Will.* II, 765.
— multifascicularis *Kidston* II, 766.
Rhachomyces anomalus *Thaxt.** 194.
Rhacomitrium *Brid.* 240, 241.
— canescens 240.
— cyclodictyon *Card. et Ther.** 258.
— heterostichum 222.
— — *var.* amblyphyllum *Stirt.** 222.
— lanuginosum (*Ehrh.*) *Brid.* 228.
— leptodontioides *Förster** 240, 258.
— leptostomoides 240.
— pruinosum 240.
— sudeticum 213.
Rhacomitrium sudeticum *var.* alaskanum *Card. et Ther.** 213.
— tortuloides *Herzog** 241. 258.
Rhacopilum 234.
— brevipes *C. Müll.* 236.
— Büttneri *Broth.* 236.
— Schmidtii *C. Müll.* 234.
Rhacopteris inaequilatera II, 783.
Rhagadiolus stellatus 420. — P. 192.
Rhamnaceae 339, 505, 537, 609, 615, 701. — II, 201, 278.
Rhamnales 637.
Rhamneae II, 278.
Rhamnidium elaeocarpum 538.
Rhamnus 396. — II, 201, 553.
— Alaternus *L.* II, 537, 540, 581.
— californica 525.
— caroliniana *Meeh.* 701.
— dahurica 501.
— ferrea *Vahl* II, 201.
— Frangula *L.* 337. — II, 482, 784, 796.
— latifolia 701.
— pumila *L.* 343.
— theezans 498.
— tomentella 525.
Rhamphidium *Mitt.* 239.
Rhaphiacme denticulata *N. E. Br.** II, 217.
— jurensis *N. E. Br.** II, 217.
Rhaphidium II, 90.
— Braunii II, 99.
— fasciculatum II, 97.
— Pfitzeri *Schröder** II, 90, 142.
Rhaphidophora australasica *Bail.** II, 145.
— gratissima *Becc.** II, 145.
— Loveilae *Bail.** II, 145.

Digitized by Google

Rhaphidophora silvestris II, 145.
— — *var.* obtusata *Engl.* II, 145.
Rhaphidostegium 284.
— admistum (*Sulliv.*) *Ren. et Card.* 281, 282.
— Jamesii 288.
— julicaule *Broth. et Par.** 258.
— Lutschianum *Broth. et Par.** 284, 258.
— pseudorecurvans *Kindb.* 238.
— subdemissum *Kindb.* 238.
— tenuissimum *Besch.** 258.
— Welwitschii *Jaeg. et Sauerb.* 288.
Rhaphiolepis japonica *Sieb. et Zucc.* II, 205.
— umbellata (*Thbg.*) *Mak.** II, 205.
Rhaphoneis Rhombus II, 604.
Rhaponticum atriplicifolium 501.
— pusillum P. 192.
— uniflorum 501.
Rhaptopetalum sessilifolium *Engl.** II, 206.
— Soyauxii 548.
Rheum 59, 60, 624. — II, 31, 72, 276.
— officinale II, 28.
— palmatum II, 28.
— Rhaponticum II, 21. — P. 107. — II, 869.
— spiciforme 496.
— undulatum 456.
Rhigozum somalense *Hallier** 548. — II, 219.
Rhinanthaceae II, 291.
Rhinanthus 421, 474, 624, 707, 708. — II, 482, 488.
— alectorolophus 474.
— minor 474.
— — *var.* stenophyllos 474.
Rhinanthus stenophyllos 468.
Rhinocladium 181.
Rhipidium 94.
Rhipidophyllon II, 105.
— reticulatum (*Ask.*) *Heydr.* II, 105.
Rhipidostemma 586.
Rhipsalis Cassytha 532, 557.
— ramulosa 532.
— Tonduzii 532.
Rhiptozamites Goepperti II, 781.
Rhizidiaceae 7.
Rhizineae 7.
Rhizobium II, 880.
Rhizoclonium II, 109. — P. 168.
Rhizoctonia 129. — II, 869. — II, 425.
— Betae *Kuehn* 10, 86. — 870, 877.
— Solani 6, 181. — II, 884.
— violacea 6.
Rhizogonium 284.
— spiniforme (*L.*) *Brid.* 258.
Rhizomopteris Nordenskiöldi *Nath.** II, 758.
Rhizomorpha 585.
Rhizophidium fungicolum *A. Zimm.** 44, 194. — II, 865.
— fusus (*Zopf*) *Fisch.* 96.
— sphaerocarpum (*Zopf*) *Fischer* 95. — II, 184.
Rhizophora II, 295, 296.
— conjugata 548.
— Mangle 340, 518, 529, 586. — II, 878.
— — *var.* racemosa *Mey.* 586.
— mucronata 548.
Rhizophoraceae 548. — II, 201.
Rhizopoda 571.
Rhizopogon aestivus *Fr.* 99.
— luteolus *Fr.* 99.
Rhizopogon virens *Fr.* 99.
Rhizopus 70. — II, 377.
— apiculatus *Mc Alp.** 31, 195.
— Cambodja (*Chrzaszcz*) *Vuill.** 70.
— japonicus *Vuill.** 195.
— javanicus 70.
— nigricans 31, 38, 48, 50, 55, 56. — II, 368, 626.
— Oryzae *Went.* 34, 67.
— schizans *Mc Alp.** 31, 195.
— stolonifer 70.
— tonkinensis *Vuill.** 70, 195.
— umbellatus *A. L. Sm.* 12, 48.
Rhizosolenia II, 599, 602, 603, 606.
— alata II, 605.
— hebetata II, 605.
— pellucida 571.
— semispina II, 605.
— styliformis II, 598, 605.
Rhodites eglanteriae *Htg.* II, 581.
— fructuum II, 561.
— Mayri *Schlecht.* II, 518, 581.
— Rosae (*L.*) II, 528, 561, 581.
Rhodobryum 218.
— roseum 212.
Rhodochorton II, 102.
— Rothii *Näg.* II, 110.
Rhododendron 341, 517, 610, 614, 618, 679. — II, 296. — P. II, 878.
— arboreum 679.
— Aucklandii 679.
— brachycarpum 679.
— Catawbiense 517, 679.
— Cuthbertii Small* 679. — II, 229.
— davuricum 501.
— ferrugineum *L.* 429. — P. II, 895.
— Griffithianum 679.

Digitized by Google

Rhododendron hirsutum *L.* 348, 419.
— javanicum 341.
— kamtschaticum 459.
— lapponicum 459.
— maximum 517. — P. 121, 156.
— Metternichii P. 157. — II, 399.
— occidentale 524.
— ponticum 478.
— — *var.* baeticum 478.
— punctatum 679.
— retusum 341.
— tosaënse P. 157.
Rhodomela II, 131.
— subfusca II, 101.
Rhodomyces erubescens *Appel** 72, 195.
Rhodophyceae 568. — II, 102, 128.
Rhoeadales 687.
Rhoeadinae 890.
Rhoicissus edulis 714.
— Verdickii 714.
Rhoicosphenia II, 601.
Rhombostilbella *A. Zimm.* N. G. 44, 195. — II, 866.
— rosea *A. Zimm.** 44, 195. — II, 866.
Rhopalidium *Mont. et Fr.* 42.
Rhopalodia II, 600.
Rhopalogaster *Johnston* N. G. 127, 195.
— transversarium *(Bosc.) Johnst.** 127, 195.
Rhopalomyces elegans *Cda.* 40.
Rhopalomyia artemisiae II, 591.
— millefolii *(H. Löw.)* II, 568.
— santolinae *Tavares** II, 582.
— setubalensis *Trott.** II, 567.
— tamaricis *Kieff.** II, 529.
Rhopalosiphum ribis *L.* II, 524.
Rhopographus Bakeri Earle* 195.
— caulincola *Oud.** 167, 195.
— clavisporus *(C. et P.) Ell. et Ev.* 88.
— fusariisporus *Ell. et Ev.* 88.
Rhozites gongylophora II, 445.
Rhus 614, 615, 658.
— arenaria *Engl.** II, 165.
— copallina 516. — P. 200.
— Cotinus *L.* P. 150.
— diversiloba 658.
— floridana Mearns* 658, II, 165.
— glabra *L.* II, 486. — P. 84.
— lancea II, 825.
— littoralis Mearns* 658. II, 165.
— nevadensis *Knowlt.** II, 746.
— Pyrrhae *Unger* II, 750.
— radicans 516. — P. 207.
— tomentosa 657.
— Toxicodendron *L.* 516, 658. — II, 16. — P. 156.
— venenata 658. — II, 16.
Rhynchosia caribaea *(Jacq.) DC.* II, 81, 825.
— cyanosperma 553.
— parviflora *Bth.* II, 218.
Rhynchosporium graminicola *Heinsen* 15. — II, 378, 423.
Rhynchostegiella curviseta *(Brid.) Limpr.* 223.
— Teesdalei *(Sm.) Limpr.* 237.
— tenella *(Dicks.) Limpr.* 215, 223.
Rhynchostegium 284.
— confertum *(Dicks.) Br. eur.* 223.
Rhynchostegium rusciforme 219, 237.
— — *var.* complanatum *H. Schulze* 237.
— surrectum *Mitt.* 238.
— tenellum 218, 219.
Rhyssostelma nigricans P. 192.
Rhytidophyllum auriculatum *Hook.* II, 230.
— caribaeum *Urb.** II, 230.
— coccineum *Urb.** II, 230.
— petiolare *Griseb.* II, 230.
— Plumerianum *DC.* II, 230.
— stipulare *Urb.* II, 230.
Rhytisma Aceris-laurini *P. Henn.* 149.
— acerinum *Fr.* 149.
— — *f.* Aceris-laurini *Pat.* 149.
— concavum *Ell. et Kellerm.** 84, 102, 195.
— induratum *Heer.* 133.
— Lonicerae *P. Henn* 195.
— lonicericola *P. Henn.** 195.
— salicinum *(Pers.) Fr.* II, 871.
Ribes II, 483. — P. 113, 116. — II, 394, 396.
— aciculare P. 113.
— albinervium *Michx.* 705.
— alpinum 405, 409, 419. — P. 113, 115. — II, 394.
— alpinum latifolium 867.
— americanum P. 113. — II, 404.
— ascendens *Eastw.* II, 206.
— aureum *Pursh* 516, 517, 704. — II, 585. — P. 113, 115. — II, 394.
— bracteosum P. 113. — II, 403.
— Brandegeei *Eastwood** II, 206.

Digitized by Google

Ribes cereum *Dougl.* II, 487.
— ciliatum *Kit.* II, 206.
— cucullatum 566.
— Cynosbati P. 106, 118, 188.
— divaricatum P. 118.
— floridum P. 118.
— glaucescens *Eastw.** II, 206.
— Gordonianum P. 118. — II, 404.
— Grossularia *L.* 864. — II, 499, 535. — P. 79, 113, 115, 116. — II, 369, 394, 396, 409.
— Grossularia × nigrum 867, 704.
— hirtellum P. 118.
— Hittelianum *Eastw.** II, 206.
— hortense *Hedlund* 705.
— hystrix *Eastw.** II, 206.
— indecorum *Eastw.** II, 206.
— irriguum P. 118.
— japonicum P. 192.
— Kitaibelii *Dörfler** II, 206.
— lacustre 517, 704.
— — *var.* lentum *M. E. Jones* 517, 704.
— — *var.* molle 517.
— leiobotrys P. 118.
— lentum *Cov. et Rose* 516, 704.
— leptanthum veganum 517.
— longiflorum *Nutt.* 517, 704. — II, 436.
— multiflorum P. 118.
— nevadense 524.
— nigrum *L.* 501. — II, 589. — P. 118, 115, 116. — II, 394, 408.
— — *var.* heterophyllum P. 118.
— niveum P. 118.
— oligacanthum *Eastw.** II, 206.
Ribes oxyacanthoides P. 118.
— petraeum 455, 456. — P. 118.
— procumbens 501.
— propinquum *Turcz.* 705.
— prostratum P. 118.
— rotundifolium P. 118.
— rubrum *L.* 864, 455, 456, 501, 705. — P. 79, 86, 118, 116. — II, 869, 876, 896, 404, 409.
— — *var.* bracteatum *Max.* 705.
— — *var.* subglandulosum *Max.* 705.
— rubrum *Torr. et Gray* 705.
— sanguineum P. 118, 115. — II, 894, 404.
— Schneideri *Maurer* 867, 704.
— Scuphamii *Eastw.** II, 206.
— sericeum *Eastw.** II, 206.
— setosum P. 118.
— subvestitum P. 118.
— tenuiflorum *Lindl.* 517, 704. — P. 118.
— triflorum P. 118.
— triste P. 118.
— triste *Max.* 705.
— triste *Pall.* 455, 705.
— Warszewiczii 457.
Riccardia incurvata *Lindb.* 224.
Riccia 222.
— Bischoffii 218.
— Campbelliana *M. A. Howe* 248.
— ciliata 218, 249.
— Crozalsii *Lev.* 249, 262.
— crystallina *L.* 220.
— (Ricciella) Dussiana *Steph.** 262.
— erinacea *Schffn.** 287, 262.
— macrocarpa *Levier* 248.
— nigrella 218, 280.
Riccia ruppinensis *Warnst** 226, 262.
— sorocarpa 218.
— subcrispula *Warnst** 226, 262.
— subplana *Steph.** 262.
Ricciella 222.
Richardia *Kth.* 642. — II, 784, 796.
— Elliottiana II, 788.
— Sprengeri *Comes** 641, 642. — II, 145.
Richardsonia II, 808. — P. 148.
— scabra P. 148, 188.
Richea Gunnii II, 283.
Richeria grandis P. 187.
Ricinus 556, 557, 617. — II, 824.
— communis *L.* 558. — II, 442, 444, 469.
Riddellia Cooperi P. 20.
Riella 248, 249.
— — *subgen.* Trabutiella *Porsild** 249.
— Battandieri *Trab.* 248.
— Clausonis *Letourn.* 248.
— Paulsenii *Porsild** 249, 262.
Riessia minima *Sacc.** 195.
Rinia *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 195.
— spectabilis *Penz. et Sacc.** 195.
Rinorea 550.
— Afzelii *Engl.** II, 210.
— Albersii *Engl.** II, 210.
— albidiflora *Engl.** II, 210.
— Batangae *Engl.** II, 210.
— bipindensis *Engl.** II, 210.
— comorensis *Engl.** II, 210.
— Dinklagei *Engl.** II, 210.
— Elliottii *Engl.** II, 210.
— Engleriana (*Wildm. et Dur.*) *Wild.** II, 210.
— ferruginea *Engl.** II, 210.

Digitized by Google

Rinorea gabunensis *Engl.** II, 210.
— gracilipes *Engl.** II, 210.
— insularis *Engl.** II, 210.
— kamerunensis *Engl.** II, 210.
— liberica *Engl.** II, 210.
— longicuspis *Engl.** II, 210.
— longisepala *Engl.** II, 210.
— natalensis *Engl.** II, 210.
— Poggei *Engl.** II, 210.
— Preussii *Engl.** II, 210.
— Scheffleri *Engl.** II, 210.
— umbricola *Engl.** II, 210.
— yaundensis *Engl.** II, 210.
— Zenkeri *Engl.** II, 210.
Ritchiea 550.
— agelaeifolia *Gilg** II, 166.
— Albersii *Gilg** II, 166.
— fragariodora *Gilg** II, 166.
— fragrans 550.
— Steudneri *Gilg** II, 166.
Rivularia II, 137, 735.
— mesenterica *Thur.* II, 87.
Robinia II, 299.
— hispida 514.
— Holdtii 382, 686.
— neomexicana × pseudacacia 382, 686.
— Pseudacacia *L.* 381, 484. — II, 491, 784, 796. — P. 130, 158. — II, 407, 420.
Rochea 615.
Rodgersia 704.
— aesculifolia *Batalin* 704. — II, 206.
— Henrici *Franch.* 704.
— pinnata *Franch.* 704.
— podophylla *A. Gray* 704. — II, 206.
Roemeria hybrida 396, 704.
— orientalis 891.
Roeperocharis Bennettiana 560.
Roessleria pallida *(Pers.) Sacc.* II, 872.
Roestelia 88.
— Nelsoni *Arth.* 88.
— pirata *(Schw.) Thaxt.* II, 877.
Romanzoffia 688.
— glauca *Greene** II, 231.
— Leibergii *Greene** II, 231.
— Macounii *Greene** II, 231.
— mendocina *Greene** II, 231.
— rubella *Greene** II, 231.
— spergulina *Greene** II, 231.
— Suksdorfii *Greene** II, 231.
Romulea Bulbocodium 489.
— ramiflora *Ten.* 484.
Roripa clavata Rydb.* II, 169.
— integra *Rydb.** II, 169.
— Underwoodii *Rydb.** II, 169.
Rosa 383, 394, 474, 476, 500, 506, 615, 616, 702. — II, 535, 561, 784. — P. II, 398.
— acicularis 456, 501.
— agrestis 418.
— alpina 419.
— austriaca 431.
— Banksiae 383, 702.
— cainomensis *Tourlet* 476.
— californica glabrata *Parish* 702.
— canina 438. — II, 337, 499, 566, 581.
— centifolia P. II, 372.
— cinnamomea 408, 501.
— coriifolia 419.
— dumalis 467.
— dumetorum *Thuill.* 408, 467, 484.
— ferox 438.
Rosa gallica 408, 438.
— gigantea *Collett* 883.
— glauca *Vill.* 843.
— indica *L.* 383, 702.
— macrophylla P. II, 400.
— micrantha 438.
— mohavensis *Parish** 702. — II, 205.
— mollis 399, 418.
— montana *Chaix.* II, 528.
— pendulina 432.
— pimpinellifolia 438, 456. — II, 788.
— pomifera *Herrm.* II, 535.
— pseudo-farinosa *Tourlet* 476.
— repens 405.
— rubiginosa 418.
— sempervirens *L.* II, 581.
— Seraphini *Viv.* II, 518.
— tomentella 418, 438.
— tomentosa *Sm.* 343, 398, 419, 438.
— trachyphylla *Rau* II, 535.
Rosaceae 349, 505, 603, 609, 610, 612, 613, 615, 616, 638, 701. — II, 201, 312, 538.
Rosales 637.
Roseae 388.
Rosellinia 25, 103.
— aurea *Mc Alp.** 31, 195.
— Bigeloviae *Ell. et Ev.* 33.
— coffeicola *Pat.** 24, 195.
— Mölleriana *P. Henn.** 25, 195.
— necatrix 103.
— quercina *Hart.* II, 418.
— radiciperda *Massee* 27, 44, 78. — II, 363, 364, 367, 368, 832.
Rosmarinus II, 312.
— officinalis *L.* 425, 481. — II, 474, 581.
Rostkovia magellanica 567.

Digitized by Google

Rostrella *A. Zimm.* N. G. 188, 195.
— Coffeae *A. Zimm.** 188, 195.
Rottboellia compressa P. 204.
— cylindrica *Willd.* II, 149.
— speciosa P. 106, 205. — II, 898.
Roubieva multifida 566.
Roulinia Palmeri *Wats.* II, 217.
Rouliniella *Vail* N. G. 521, 660. — II, 217.
— Columbiana *Vail** II, 217.
— foetida *(Cov.) Vail** II, 217.
— jaliscana *Vail** II, 217.
— lignosa *Vail** II, 217.
— Palmeri *(Watson) Vail** II, 217.
— racemosa *(Jacq.) Vail** II, 217.
— unifaria *(Scheele) Vail** II, 217.
Rourea albido-flavescens 560.
— inodora *Wild. et Dur.** II, 168.
Royena Nyassae 560.
Roylea elegans *Wall.* 684.
Rozites Nymaniana *P. Henn.* 180.
Rubia II, 308.
— cordifolia 558.
— discolor *P.* 192.
— peregrina *L.* II, 525, 581, 586.
— petiolaris P. 190.
Rubiaceae 339, 540, 544, 545, 551, 602, 609, 612, 613, 614, 616, 688, 708. — II, 22, 287. — P. 121.
Rubiales 637, 688.
Rubus 339, 349, 388, 401, 414, 488, 468, 465, 477, 502, 618, 615, 617, 702. — II, 471, 558, 581, 622, 784. — P. 8, 188, 204, 205. — II, 869.
Rubus acuminatus 401.
— acupilosus *Lidf.* 451.
— acutifrons *Ley* 468, 702.
— — *var.* amplifrons 702.
— ammobius 467.
— arcticus 459, 501.
— armeniacus 891.
— bahusiensis 451.
— — *var.* nitens 451.
— — *var.* serrulatus 451.
— Balfourianus 451.
— balticus 401.
— Bellardi 468.
— Bodinieri *Lév. et Van.** II, 205.
— Borreri 468.
— brachyandrus 480.
— caesius 488, 502.
— caesius × Mortensenii 451.
— calvatus 468.
— Chaffanjonii *Lév. et Van.** II, 205.
— chamaemorus 845, 898, 488, 459, 468. — II, 440.
— coreanus × parvifolius II, 205.
— coriifolius 450, 451.
— discolor 488, 486.
— Doggettii *C. H. Wright** II, 205.
— dumetorum *Weihe* 451, 468, 702.
— — *var.* tiliaceus 451.
— — *var.* triangularis 702.
— exulatus *Neum.* 451.
— — *var.* subnitidus *Lidf.** 451.
— fruticosus 845, 564.
— fuscus 468.
— Gentilianus *Lév. et Van.** II, 205.
— gymnetoides 451.
— hercynicus 401.
— Hiraseanus *Makino** II, 205.
— hirtifolius 468.
— — *var.* danicus 468.
Rubus Idaeus *L.* 424, 468, 501.
502. — II, 471, 482. — P. 168. — II, 869.
— incisus P. 110, 181.
— Jaminii *Lév. et Van.** II, 205.
— kerrifolius *Lév. et Van.** II, 205.
— kingaensis 559.
— Koehleri 896.
— krotoschinensis 401.
— latifolius 468.
— lentiginosus 468.
— leucandrus 467.
— macrophyllus 468.
— — *var.* Schlechtendalii 468.
— maritimus 451.
— — *var.* hallandicus 451.
— — *var.* ovatus 451.
— maximus 451.
— — *var.* silvestris 451.
— micans 468.
— Monguilloni *Lév. et Van.** II, 205.
— mucronatus 401, 466.
— nemoralis *Aresch.* 451.
— — *var.* acuminatus *Lidf.** 451.
— — *var.* acutus *Lidf.** 451.
— — *var.* Lidforsii 451.
— — *var.* permixtus 451.
— — *var.* ruedensis *Lidf.** 451.
— nitidus 468.
— obscurus 468.
— occidentalis P. 206.
— opacus 468.
— pilocarpus 418.
— platycephalus 418.
— polycarpus 401.
— progenerans 451.
— progenitus 451.
— pulcherrimus 468.
— pyramidalis 468, 466.
— Questierii 468.
— Radula 468, 468.
— — *var.* anglicanus 468.

Digitized by Google

Rubus ruderalis × rotundifolius 451.
— rungwensis 560.
— Salteri 468.
— saxatilis 441, 468. — II, 742.
— Scheutzii 466.
— Selmeri 468.
— serrulatus 401.
— silvaticus 466.
— sollingianus 405.
— Sprengelii 468.
— squarrosus 615.
— strigosus P. 185.
— suberectus 466.
— subvestitus 451.
— thyrsiflorus 401.
— tomentosus 488.
— Vestii 418.
— vestitus 405.
— villosus P. 173.
Rudbeckia 674.
— hirta 348, 672.
— laciniata *L.* 397. — II, 822. — P. 146.
— monticola *Small** II, 225.
Ruellia P. II, 398.
— Biolleyi *Lind.** II, 212.
— cycniflora *Lind.** II, 212.
— gongodes *Lind.** II, 212.
— lithophila *Lind.** II, 212.
— macrantha 656.
— obtusa 530.
— tetrastichantha *Lind.** II, 212.
— Tonduzzii *Lind.** II, 212.
— tuberosa *L.* II, 16. — P. II, 398.
Ruhrbacillus 227, 278, 280, 824.
Rumex 612, 618. — II, 489.
— Acetosa *L.* 459, 502, 509.
— acetosella *L.* 348, 456, 509, 581.
Rumex alpinus 419.
— altissimus 509.
— arifolius 407, 408.
— britannicus 509.
— conglomeratus *Murr* 348. — II, 581.
— crispus 348, 442, 509 566. — P. 107, 206.
— crispus × obtusifolius 418.
— Geyeri P. 106, 205. — II, 398.
— hastatulus 509.
— magellanicus 566.
— maritimus 397, 466, 502.
— maximus 398.
— multifidus 428.
— nervosus 559.
— obtusifolius 509. — P. 107.
— occidentalis 479.
— Patientia 509.
— persicarioides 509.
— pulcher *L.* II, 581.
— rupestris 479.
— salicifolius 509.
— sanguineus 419.
— scutatus *L.* II, 540.
— thyrsoideus 481.
— verticillatus 509.
Rumia taurica 439.
Ruppia 568, 611. — II, 303, 304.
— rostellata 602. — II, 268, 303.
Ruscus aculeatus II, 510.
— hypoglossus II, 510.
Russelia coccinea 705.
Russula 18, 22, 23, 99, 122.
— abietina *Peck* 19.
— adulterina *(Fr.) Peck* 19.
— adusta *(Pers.) Fr.* 19.
— aeruginascens *Peck* 19.
— albella *Peck* 19.
— albida *Peck* 19.
— albidula *Peck* 19.
— alutacea *Fr.* 19.
Russula anomala *Peck* 19.
— atropurpurea *Peck* 19.
— aurata *Fr.* 19.
— basifurcata *Peck* 19.
— brevipes *Peck* 19.
— chamaeleontina *Fr.* 19.
— cinnamomea *Bann.* 19.
— citrina *Gill.* 19.
— compacta *Frost* 18.
— consobrina *Fr.* 19.
— cremoricolor *Earle** 19, 195.
— crustosa *Peck* 19.
— cutifracta *Cke.* 19.
— cyanoxantha *(Schaeff.) Fr.* 19, 122.
— decolorans *Fr.* 19.
— delica *Fr.* 11, 19.
— — *var.* glaucophylla *Quél.* 11.
— depallens *Fr.* 19, 122.
— elegans *Bres.* 19.
— emetica *Fr.* 19.
— flaviceps *Peck* 19.
— flavida *Frost* 19.
— foetens *(Pers.) Fr.* 19.
— fragilis *(Pers.) Fr.* 19.
— granulata *Peck* 19.
— heterophylla *Fr.* 19.
— integra *Fr.* 18.
— javanica *Sacc. et Syd.** 195.
— lactea *(Pers.) Fr.* 19.
— lepida *Fr.* 19.
— Linnaei *Fr.* 19.
— lutea *(Huds.) Fr.* 19, 49.
— Mariae *Peck* 19.
— Morgani *Sacc.* 19.
— nauseosa *Fr.* 19.
— nigricans *(Bull.) Fr.* 19.
— nitida *(Pers.) Fr.* 19.
— ochracea *Fr.* 19.
— ochroleuca *(Pers.) Fr.* 19.
— ochrophylla *Peck* 19.
— olivacea *Fr.* 19.
— olivascens *Fr.* 19.
— palustris *Peck* 19.

Digitized by Google

Russula paxilloides *Earle** 19, 195.
— pectinata *Fr.* 19.
— polyphylla *Peck* 19.
— puellaris *Fr.* 19.
— pulverulenta *Peck* 19, 195.
— punctata *Gill.* 19.
— purpurina *Quél.* 19.
— pusilla *Peck* 19.
— rosacea *Fr.* 19.
— roseipes *(Sacc.) Bres.* 19.
— rubra *Fr.* 19.
— rugulosa *Peck* 19.
— sanguinea *Fr.* 19.
— sardonia *Fr.* 19.
— simillima *Peck* 19.
— sordida *Peck* 19.
— subdepallens *Peck* 19.
— tjibodensis *(P. Henn.) Sacc. et Syd.** 195.
— uncialis *Peck* 19.
— variata *Bann.* 19.
— ventricosipes *Peck* 19, 195.
— vesca *Fr.* 19.
— virescens *(Schaeff.) Fr.* 19, 88.
— viridipes *Bann. et Peck* 19.
— vitellina *Fr.* 19.
Russulina gedehensis *P. Henn.* 195.
— tjibodensis *P. Henn.* 195.
Ruta graveolens *L.* 405, 425. — II, 58.
Rutaceae 548, 616, 708. — II, 205, 277.
Rutstroemia viarum *Starb.* 144.
Ryparohins ascophanoides *Sacc.* 12.

Sabal Adansonii P. 198, 207.
— major *Unger* II, 746.
— serrulata *Roem. et Schult.* 655. — II, 876.
Sabazia Michoacana *Robins.* 581, 675. — II, 220.
Sabbatia foliosa *Fernald** II, 229.
-- stellaris 514.
Sabiaceae 708.
Sabicea Dewevrei *Wild. et Dur.** II, 288.
Saccardophytum *Speg.* N. G. II, 240.
— pycnophylloides *Speg.** II, 240.
Saccharomyces 65, 67, 68, 816. — II, 627.
— anomalus 62, 68.
— apiculatus 62, 68, 67, 68, 91.
— badius 67.
— Cerevisiae 68, 66.
— conglomeratus *Reess* 67.
— ellipsoideus 62, 68, 66, 68.
— flavescens 67.
— glutinis 67.
— kefir 68.
— membranefaciens 68, 68.
— Mycoderma vini 68.
— neoformans 67, 74.
— octosporus 60.
— Pastorianus 62, 68, 66, 67, 68.
— Pombe 60.
— roseus longus 67.
— roseus rotundus 67.
— Saturnus *Klöcker** 195.
— sphaericus 67.
— subcutaneus tumefaciens 68.
— theobromae *Preyer** 68, 195. — II, 852.
— Vordermanni 67.
Saccharum 614.
— officinarum II, 58. — P. 170, 181.
Sacidium Fautreyi *Sacc. et Syd.** 196.
— microsporum *Lamb. et Fautr.* 196.
Saccobolus Kerverni *(Cr.) Boud.* 40.
— neglectus *Boud.* 40.
-- quadrisporus *Mass. et Salm.* 12.
Saccoglottis Uchi *Hub.* 586.
Saccogyna viticulosa *(Mich.) Dum.* 214, 218.
Saccolabium II, 489.
Sadiria *Mez* N. G. II, 282, 285.
— erecta *(C. B. Cl.) Mez* II, 285.
— eugeniifolia *(Wall.) Mez* II, 285.
— Griffithii *(C. B. Cl.) Mez* II, 285.
— solanifolia *Mez** II, 285.
Sagenia *Presl.* II, 717.
— cicutaria *Sw.* II, 714.
— — *var.* tenerifrons *Christ** 714.
Sagenopteris elliptica *Font.* II, 758.
— Nilsoniana *(Brongn.) Ward* II, 758.
— oblongifolia *Penhallow** II, 758.
— Phillipsii *(Brongn.) Presl* II, 758.
— — *f.* pusilla *Hj. Möller** II, 758.
Sageraea cauliflora 629.
Sageretia elegans 588.
Sagina apetala 467.
— ciliata 467.
— nivalis *(Lindl.) Fr.* 450, 667. — II, 440.
— Reuteri *Boiss.* 468.
— saxatilis 419.
Sagittaria 611, 612, 618.
— sagittifolia *L.* 418, 502.
Sagus laevis II, 840.
— Rumpfii *Willd.* II, 88, 840.
Salacia 878.
— arborea *Peyr.* II, 51.
— attenuata *Peyr.* II, 51.

Digitized by Google

Salacia campestris *Walp.* 538. — II, 51.
— crassifolia *Peyr.* 538. — II, 51.
— dulcis *Bth.* II, 51.
— fluminensis *Peyr.* II, 51, 68.
— glomerata *Peyr.* II, 51.
— grandiflora *Peyr.* II, 51.
— laxiflora *Peyr.* II, 51.
— micrantha *Peyr.* II, 51.
— paniculata 538.
— silvestris *Walp.* II, 51.
Salicaceae 708. — II, 206, 444.
Salicales 637.
Salicornia 395, 489. — II, 551.
— ambigua 584.
— fruticosa *L.* II, 528, 581.
— herbacea 489. — P. 14, 138.
— lignosa 468.
— peruviana 566.
— pusilla 468.
Salix 349, 396, 441, 445, 449, 471, 520, 613, 614, 618, 633. — II, 300, 444, 482, 488, 491, 547, 553, 744. — P. 6, 110, 120, 142, 151. — II, 394, 398, 480.
— acutifolia P. 115. — II, 394.
— alascensis 459.
— alba *L.* 398, 467. — II, 444, 525, 561, 591, 668. — P. 114. — II, 394.
— alba-argentea P. 114. — II, 394.
— alba-vitellina P. 114. — II, 394.
— amygdalina *L.* 442, 502. — II, 518. — P. II, 395.
— amygdalina × purpurea 403.
Salix arctica 458.
— aurita *L.* II, 566, 581. — P. 115, 394.
— babylonica P. 170.
— bicolor 407.
— caesia × nigricans 703.
— californica glabrata *Parish* 702.
— canariensis *Chr. Sm.* II, 568.
— Caprea *L.* 397, 467. — II, 444, 519, 561. — P. 115, 121, 139, 170. — II, 394, 404.
— Caprea × cinerea *Wimm.* 471.
— caudata 460.
— Chamissonis 459.
— cinerea *L.* 337. — II, 540, 582, 586. — P. 115. — II, 394.
— commutata 460.
— conjuncta 460.
— cordata P. 198.
— crassifolia 460.
— daphnoides P. 115. — II, 394.
— dasyclados 398. — P. 115. — II, 394.
— Daviesii *Boiss.* II, 561.
— decipiens 467.
— fragilis *L.* II, 582, 591, 668. — P. 114, 115. — II, 394.
— — *var.* decipiens *(Hoffm.) Koch* II, 582.
— fragilis × pentandra P. 114. — II, 394.
— glauca 459.
— hastata 408.
— herbacea 447.
— hippophaeifolia *Thuill.* II, 517, 784. — P. 115.
— huillensis 560.
— Humboldtiana 527, 584.
— incana *L.* II, 518.
— Landaueri *A. Mayer* 703.
— Lapponum 401, 496.
— livida 398, 436.
Salix Lyallii 460.
— Medemii *Boiss.* II, 561.
— multinervis P. 170.
— nipponica P. 170.
— nivalis 460.
— pedicellata *Desf.* II, 561.
— pentandra 346, 436, 502. — P. 114, 115. — II, 394, 395.
— phlebophylla 459.
— pirolifolia 442.
— polaris *Wg.* II, 440, 659, 742.
— pseudomyrsinites 460.
— pulchra 459.
— purpurea 467. — II, 586. — P. 115. — II, 394.
— purpurea × viminalis P. 115. — II, 394.
— Reichardti *A. Kern.* 471.
— repens 400.
— reticulata 459. — II, 440, 742.
— sclerophylla 496.
— Shikokiana P. 170.
— silesiaca *Willd.* 703.
— sitchensis 460.
— Smithiana P. 115.
— subcordata 460.
— vaccinifolia *Knowlt.** II, 746.
— variifolia *Freyn et Sint.** II, 206.
— viminalis *L.* 442. — II, 546. — P. 115. — II, 394.
— Wilhelmiana *M. B.* II, 561.
Salmea II, 225.
Salpichroa rhomboidea 468, 539.
Salpiglossis P. 152.
— variabilis II, 499.
Salsola 515.
— collina 496.
— Kali *L.* 348, 496.
— rigida *Pall.* II, 561.
— — *var.* tenuifolia *Boiss.* II, 561.

Digitized by Google

Salsola Soda 484.
— Toseffii *Urumoff** II, 167.
— Tragus 847.
— verrucosa *M. B.* II, 561.
Salvadoraceae 551.
Salvia 484, 613, 614, 616. — II, 465. — P. 190, 192.
— ballotaeflora P. 118, 188.
— camphorata 684.
— farinacea P. 118, 190.
— Gilliesii 566. — P. 191.
— glutinosa 415, 419, 438.
— Horminum 481. — P. 129.
— lanceolata 428.
— mexicana P. 191.
— nemorosa 438.
— nipponica P. II, 399.
— officinalis 425. — II, 481.
— oreophila *Briq.** II, 281.
— palaefolia 529.
— plebeia II, 27.
— pratensis *L.* 488, 605. — II, 499.
— rufula 529.
— Russelii 489, 688.
— scutellarioides 529.
— silvestris 848.
— Theresae *Briq.** II, 281.
— verbenacea *L.* 481, 466. — II, 582.
— — *var.* praecox *Lange* II, 582.
— verticillata 438.
— viridis 489.
Salvinia 611.
Salviniaceae II, 701.
Samara coriacea *Sw.* II, 235.
Sambuceae 638.
Sambucus 618, 618.
— canadensis P. 106, 160.
— Ebulus *L.* 407, 439, 478 — II, 478, 519.
— nigra *L.* 478. — II, 314, 841, 469, 499, 546, 582. — P. 158, 180.
Sambucus racemosa 405, 457, 501. — II, 468, 469.
Samolus Valerandi *L.* 508. — II, 512.
— — *var.* americana 508.
Samuela 649.
— Carnerosana *Trel.** II, 158.
— Faxoniana *Trel.** II, 158.
Sanchezia munita 580.
Sanguinaria 626.
— canadensis II, 82.
Sanguisorba 618.
— media 459.
— polygama 848.
— — *var.* platylopha 848.
— tenuifolia 501.
Sanguisorbeae 888.
Sanicula bipinnata P. 191.
— europaea *L.* 415, 424, 439, 456, 500, 509, 547, 560.
— graveolens 566.
— lamelligera 500.
— marylandica P. II, 899
— orthacantha 500.
— patagonica *Spegazz.** II, 208.
— satsumana 508.
— yunnanensis 500.
Sanseviera II, 825, 870.
— grandis 646.
— guineensis 548.
— — *var.* angustior 548.
— Perrottii *Warb.* II, 870.
Santalaceae 508, 708. — II, 206.
Santalales 637.
Santalum album 841.
— austrocaledonicum *Vieill.* II, 888.
Santolina chamaecyparissus *L.* II, 522.
— incana 481.
— rosmarinifolia *L.* II, 522, 567, 582.
— — *var.* vulgaris *Boiss.* II, 567, 582.
Saperda populnea *L.* II, 552, 574.
Sapindaceae 889, 609, 618, 616, 704. — II, 206.
Sapindales 637.
Sapindiflorae 890.
Sapindus II, 768.
— Mucorossi II, 28.
— Saponaria *L.* II, 50, 876. — P. 188.
Sapium 585. — II, 55, 855, 892.
— adenodon *Gris.* II, 172.
— aucuparium *Mazé* II, 172.
— biglandulosum *Müll Arg.* 518. — II, 855.
— caribeum *Urb.** II, 172.
— glandulosum *Morong* II, 172.
— hippomane *Mey.* II, 172.
— laurocerasus *Desf.* II, 172.
— Marmieri *Huber** II, 172, 885.
— utile II, 888.
Saponaria officinalis 898, 465, 467, 518. — II, 4.
— ocymoides 413, 419.
— Vaccaria 466, 467.
Sapotaceae 540, 685, 704. — II, 288.
Sappinia *Dang.* 95.
— pedata *Dang.* 95.
Sappiniaceae 95.
Saranthe composita *(Lk.) K. Sch.* 855. — II, 156.
— Eichleri 855.
— gladioli *(Makoy) K. Sch.* 855. — II, 156.
— glumacea *(v. Houtte) K. Sch.** 855. — II, 156.
— Klotzschiana 855.
— leptostachya 855.
— membranacea *Peters.* II, 155.
— Moritziana *Eichl.** II, 156.

Digitized by Google

Saranthe pluriflora *Peters.* II, 155.
— tenuifolia *Peters.* II, 155.
— urceolata 855.
— ustulata 855.
Sarauja callithrix 629.
Sarcina 60, 61, 272, 290, 805, 822.
— aurantiaca 314.
Sarcocaulon 357.
Sarcocephalus Diderrichii *E. de Wild.* II, 864.
— Gillettii *E. de Wild.* II, 864.
— Trillesii *Pierre* II, 864.
Sarcochilus platystachys *Bail.** II, 159.
Sarcococca pruniformis 665.
Sarcodes sanguinea 690.
Sarcolobus narcoticus II, 47.
Sarcomphalus crenatus *Urb.** II, 201.
Sarconeurum *Bryhn* N. G. 239, 259.
— antarcticum *Bryhn** 239, 259.
Sarcophrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— adenocarpum *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— bisubulatum *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— brachystachyum *(Bth.) K. Sch.** II, 156.
— leionogonium *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— macrostachyum *(Benth.) K. Sch.** II, 156.
— oxycarpum *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— prionogonium *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— saccatum *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— spicatum *(K. Sch.) K. Sch.** II, 156.
— velutinum *(Bak.) K. Sch.** II, 156.
Sarcophrynium villosum *(Bth.) K. Sch.** II, 156.
Sarcoscypha pseudomelastoma *P. Henn.** 14, 196.
Sarcosoma 25.
— Moelleriana *P. Henn.** 25, 196.
Sargassum 568.
Sarothamnopsis 687.
Sarothamnus grandiflorus *Webb.* II, 565, 582.
— patens *Webb.* II, 582.
— scoparius *Koch* 415, 416. — II, 9, 499, 519, 544, 569.
— vulgaris *Wimm.* 484.
— Welwitschii *B. R.* II, 567.
Sarracenia 617.
Sarraceniaceae 617.
Sarraceniales 687.
Sarsaparilla II, 23, 24, 25.
Sassafras 506. — II, 784.
— acutilobum II, 784.
— bilobatum II, 784.
— Burpeanum II, 784.
— cretaceum II, 784.
— cretaceum dentatum II, 784.
— cretaceum obtusum II, 784.
— dentatum II, 784.
— dissectum II, 784.
— dissectum symmetricum II, 784.
— grossedentatum II, 784.
— Harkerianum II, 784.
— hastatum II, 784.
— heterolobum II, 784.
— Leconteanum II, 784.
— mirabile II, 784.
— Mudgei II, 784.
— obtusum II, 784.
— papillosum II, 784.
— parvifolium II, 784.
— platanoides II, 784.
— primordiale II, 784.
— progenitor II, 784.
— recurvatum II, 784.
— Selwynii II, 784.
Sassafras subintegrifolium II, 784.
Satureia 486.
— chilensis 566.
— hortensis 402, 425, 428, 486.
— subnuda *(Host.) Dörfl.** II, 281.
Satyrium *Sw.* 652.
— Buchananii 558.
— Konnesianum 559.
— miserum 560.
— Princeae *Krzl.** II, 159.
— Proschii *Briq.** II, 159.
— Stolzianum *Krzl.** II, 159.
— Usambarae *Krzl.** II, 159.
Saurauia angustifolia *Becc.** II, 170.
Sauromatum II, 470.
Saururus Loureiri P. 205.
Saussurea 618.
— alpina *DC.* 845, 459, 678. — P. 85.
— — *subspec.* esthonica *Baer* 678.
— aster 494.
— bracteata 494.
— discolor *DC.* II, 479.
— dubia *Freyn** II, 225.
— elongata 501.
— glanduligera 494.
— Hookeri 494.
— intermedia *Freyn** II, 225.
— Karoi *Freyn** II, 225.
— Kunthiana 494.
— odontophylla *Freyn** II, 225.
— pulchella 501.
— pumila 494.
— pygmaea 494.
— sorocephala 494.
— subulata 494.
— tangutica 494.
— Thomsoni 494.
— Thoroldii 494.
— tridactyla 494.
— virescens *Freyn** II, 225.

Digitized by Google

Saussurea Wellbyi 494.
— zeaensis *Freyn** II, 225.
Sauvagesia erecta 528, 588.
— racemosa 588.
Savastana alpina 459.
Saxifraga 480, 507, 608, 612, 618, 614, 617. — II, 450, 458, 462, 665.
— adscendens 459.
— aizoides *L.* 419, 422. — II, 440, 460, 508.
— aizoides × caesia II, 460.
— aizoides × mutata II, 460.
— Aizoon *Jacq.* 415, 419. — II, 461.
— — *f.* cartilaginea *Willd.* II, 461.
— — *f.* robusta *Engl.* II, 491.
— — *f.* Sturmiana *Schott* II, 461.
— ajugaefolia *L.* II, 458.
— ajugaefolia × aquatica II, 459.
— altissima *Kern.* II, 461.
— apiculata *Engl.* II, 462.
— aquatica *Lap.* II, 459.
— aretioides *Lap.* II, 461.
— aspera *DC.* II, 460.
— Baumgarteni 480.
— biflora 480.
— blepharophylla 480.
— bronchialis *L.* 456, 459. — II, 460. — P. 106, 193. — II, 398.
— bryoides *L.* II, 460.
— Burseriana *L.* II, 461, 462.
— caespitosa *L.* 458. — II, 440, 659.
— — *var.* apetala II, 440.
— Camposii *Boiss. et Reut.* II, 459.
— canaliculata *Boiss. et Reut.* II, 459.
— capillaris II, 460.
— capitata *Lap.* II, 459.
Saxifraga catalaunica *Boiss. et Reut.* II, 460.
— ceratophylla *Willd.* II, 459.
— cernua II, 440.
— Churchilli II, 459.
— cochlearis *Reichb.* II, 461.
— comosa 459.
— coriophylla *Gris.* II, 461.
— crustata *Vest.* II, 460.
— — *f.* pectinata *Schott* II, 460.
— decipiens *Ehrh.* II, 459.
— — *var.* quinquefida *Haw.* II, 459.
— diapensioides *Bell.* II, 461.
— ferruginea 507, 705.
— flagellaris *Willd.* 459, 498. — II, 440, 459.
— Forsteri *Stein* II, 461.
— Gaudini *Brügg.* II, 460.
— geranioides *L.* II, 459.
— Geum *L.* II, 460.
— globulifera *Desf.* II, 459.
— granatensis *Boiss. et Reut.* II, 459.
— granulata 419. — II, 458.
— Hausmanni *Kern.* II, 460.
— hieracifolia 459. — II, 440.
— Hirculus *L.* 459, 498. — II, 440.
— Huetiana *Boiss.* II, 458.
— irrigua *M. Bieb.* 489. — II, 458.
— Jacquemontiana 498.
— Kotschyi *Boiss.* II, 461.
— latifolia *Ser.* II, 459.
— lingulata *Bell.* II, 460.
— luteo-viridis *Schott et Kotschy* II, 461.
— marginata *Sternb.* II, 461.
Saxifraga Mertensiana P. 106, 188. — II, 398.
— moschata *Wulf.* II, 460.
— — *var.* pygmaea *Haw.* II, 460.
— muscoides II, 459.
— Newcombei *Small** 705. — II, 206.
— nivalis *L.* II, 440, 659.
— oppositifolia *L.* 422, 480, 446, 450, 458, 459, 704. — II, 440.
— — *var.* Nathorstii *Dusen* 458.
— palmata *Lap.* II, 459.
— paradoxa *Kit.* II, 460.
— parva 498.
— patens *Gaud.* II, 460.
— pedemontana *All.* II, 459.
— peltata *Torr.* II, 458.
— polaris 450.
— porophylla *Bert.* 482.
— pseudosancta *Janka* II, 462.
— punctata 459, 501.
— Richardsoniana 459.
— rosularis *Schott* 459, 626. — II, 440, 459.
— rotundifolia *L.* 419. — II, 499.
— Rudolphiana 480.
— saginoides 498.
— sancta *Gris.* 462.
— sarmentosa II, 286.
— scardica *Gris.* II, 461.
— squarrosa *Sieb.* II, 461.
— stellaris *L.* 415. — II, 460.
— stenophylla *Royle* II, 459.
— tangutica 498.
— tombeanensis *Boiss.* II, 461.
— tricuspidata *Reh.* II, 460.
— tridactylites *L.* 418, 489. — II, 458.
— trifurcata *Schrad.* II, 459.

Digitized by Google

Saxifraga umbrosa *L.* II, **460.**
— Vandellii *Sternbg.* II, **461.**
— varians *Sieb.* II, 459.
— Wallaci *Mac Nab* II, **459.**
— Wulfeniana 480.
Saxifragaceae 390, 612, **615,** 704. — II, 206, 506.
Scabiosa 477. — II, 796.
— australis 514.
— calcarea *Tocl* 485.
— columbaria *L.* 439, 446, **627.** — II, 424, 583, **784,** 796.
— Fischeri 501.
— graminifolia *L.* II, 478.
— lucida 482.
— maritima *L.* II, 527.
— micrantha 439.
— pachyphylla 477.
— patens 477.
— silenifolia *W. et K.* II, **478,** 552.
— suaveolens 399, 419, **477.**
— ucranica 439.
Scabioseae 638.
Scaligeria assyriaca *Freyn et Born.* II, 561.
Scandix Cerefolium 425. — II, 827.
— grandiflora 439.
— pecten veneris *L.* 439, **508.** — II, 652.
— pinnatifida 439.
Scapania *Dum.* 216, 233.
— aequiloba *Dum.* 216.
— albicans 232.
— — *var.* minor *Aust.* 232.
— apiculata *Spruce.* 216, **219.**
— aspera *Bernet* 216, 225, **230.**
— Bartlingii *Nees* 216, **219.**
— Carestiae *De Not.* 214.
— compacta *Dum.* 216, **225.**
Scapania compacta *var.* Biroliana *C. Mass.* 216.
— crassiretis *Bryhn* 216.
— curta *Dum.* 216, 221.
— — *var.* spinulosa *Nees* 216.
— dentata *Dum.* 216.
— — *var.* ambigua *De Not.* 216.
— ferruginea *(Lehm. et Lindenbg.)* 234.
— — *var.* flaccida *C. Müll.** 234.
— Franzoniana *De Not.* 216.
— geniculata *C. Massal.* 216.
— gracilis *K. Müll.* 216.
— Griffithii *Schiffn.* 234.
— Hartlessii *C. Müll.** 234, 262.
— helvetica *Gott.* 216, 219, 225.
— intermedia 218.
— irrigua *Dum.* 216, 218.
— — *var.* minor *C. Massal.* 216.
— irrigua *Nees* 218.
— — *var.* alpina *Bryhn** 218.
— Levieri *C. Müll.** 234, 262.
— Massalongi *K. Müll.* 216.
— nemorosa *Dum.* 216.
— — *var.* aconiensis *C. Mass.* 216.
— ornithopodioides (*Dill.*) *Pears.* 214.
— paludosa *C. Müll.** 225, 262.
— planifolia *(Hook.) Dum.* 214.
— rosacea (*Cda.*) *Dum.* 216, 225.
— subalpina *Dum.* 216, 219.
— uliginosa *Dum.* 216, 225.
— umbrosa *Dum.* 216.
Scapania undulata *Dum.* 216, 218.
— verrucosa *Heeg* 216.
— vexata *C. Massal.* 216.
Scenedesmus II, 89, 90, 121, 122.
— acutus *Meyen* II, 121, 257.
— caudatus II, 121.
— costatus II, 107.
— — *var.* De Wildemanii *Gutw.** II, 107.
— quadricauda *Bréb.* II, 121, 122.
Sceptromyces 129.
— Opici *Cda.* 129.
Sceptroneis Aurivillii 571.
Schedonnardus *Fries* 392.
Schedonorus Benekeni *Lange* II, 148.
Schefflera polysciadia 558.
Scheuchzeria palustris 398, 399, 408, 412, 419.
Schima II, 207.
Schinus dependens 566.
Schistidium apocarpum 228.
Schistomitrium *Doz. et Molkenb.* 239.
Schistostega 212, 213.
— osmundacea *(Dicks.)* 212, 228, 232.
Schizaea II, 678, 683, 687.
— bifida II, 678.
— dichotoma II, 687.
Schizanthus II, 499.
Schizochlamys II, 90.
Schizodium *Lindl.* 652.
Schizoglossum aviculare *N. E. Br.** II, 218.
— Baumii *Schlecht.** II, 218.
— Carsonii *(N. E. Br.) N. E. Br.** II, 218.
— crassipes *Spenc. Moore** II, 218.
— distincta *(N. E. Br.) N. E. Br.** II, 118.
— dolichoglossum *(K. Sch.) N. E. Br.** II, 218.

Digitized by Google

Schizoglossum eximium *(Schlecht.) N. E. Br.** II, 218.
— firmum *(Schlecht.) N. E. Br.** II, 218.
— gwelense *N. E. Br.** II, 217.
— Huttoniae *Spenc. Moore** II, 218.
— multifolium *N. E. Br.* II, 218.
— Nyassae *Britt. et Rendle* II, 218.
— scyphostigma 560.
— spurium *(N. E. Br.) N. E. Br.** II, 218.
— simulans *N. E. Br.** II, 218.
— strictissimum *Spenc. Moore** II, 218.
— Welwitschii *(Rendle) N. E. Br.** II, 218.
— Whytei *N. E. Br.** II, 217.
Schizolobium excelsum P. 181.
Schizomyceten 268.
Schizomyia galiorum *Kieff.* II, 571.
— nigripes *F. Löw* II, 519.
— pimpinellae *F. Löw* II, 571.
Schizonella 104.
Schizoneura II, 782, 782.
— imbricata 88.
— lanigera *Hsm.* II, 548, 578, 588.
— lanuginosa *Htg.* II, 588.
— ulmi *Kaltenb.* II, 588.
— Wardi *Zeill.** II, 782.
Schizopetalum fuegianum *Speg.* II, 169.
Schizophyceae II, 88, 101, 104, 108, 109.
Schizophyllum 29.
— commune *Fr.* 16, 31. — II, 872.
Schizopteris subdichotoma II, 738.
Schizosaccharomyces 63, 64.
— Musae 67.
— niger 67.
— octosporus 63, 64.
— Pombe 63, 64.
Schizostemma 586.
Schizothrix Guadeloupeana *Schdle.** II, 89, 142.
Schizothyrella *Thüm.* 42.
— Fraxini *Ell. et Ev.* 88.
Schizothyrium Aceris *(Henn. et Lind.)* II, 868.
Schizoxylon Centaureae *Bres.** 196.
— lividum *Mc Alp.** 82, 196.
Schkuhria abrotanoides 588.
Schlechterina mitostemmatoides *Harms** II, 194.
Schlotheimia acutifolia *Ren. et Par.** 285, 259.
Schoenanthus II, 853.
Schoeneae 849, 564, 642.
Schoenobiblus daphnoides *Gris.* II, 207.
— grandifolia *Urb.** II, 207.
Schoenus Jamesonianus *Fitzg.** II, 147.
— nigricans 418.
— Rodwayanus *Fitzg.* II, 147.
Schomburgkia P. 157.
— Thomsoniana 651.
— — *var.* minor 651.
Schrebera schinoides *L.* 596.
Schroeteriaster Elettariae *Racib.* II, 868.
Schwabea salicifolia *Lind.** II, 218.
Schwannia Lindmani *Skottsbg.** 587.
Schwenkia americana 539.
Schwetschkea *C. Müll.* 247.
Sciadophila japonica *Makino** II, 168.
Scilla amoena 625.
Scilla Antunesii *Engl.** II. 158.
— bifolia 411, 415, 419. — P. 107.
— chloroleuca 527.
— Neumannii *Engl.** II, 158.
— prasina P. 107, 205.
— sibirica II, 484.
Scindapsus siamensis *Engl.** 544. — II, 145.
Scirpus 442, 611, 612.
— acicularis 897.
— atrovirens P. 106.
— caespitosus 398. — II, 778.
— caricis 466, 496.
— Fernaldii *Bicknell** 642. — II, 147.
— fluitans 897, 611.
— lacustris *L.* 422, 570, 626.
— maritimus 408, 626. — P. 115. — II, 896, 897.
— nodosus II, 298.
— paludosus 642.
— paluster *L.* 444, 647.
— pauciflorus 419.
— pungens 419.
— radicans 428.
— robustus 642.
— setaceus 419.
— Tabernaemontani 398, 405.
— tuberosus 499.
Scitamineae 548, 544, 650.
Scleranthaceae II, 277.
Scleranthus 442. — II, 502.
— annuus 462, 620, 628. — II, 502.
— biennis 462.
— perennis 620. — II, 502.
Sclerocarya II, 825.
— Schweinfurthiana II, 824.
Scleroderma 11, 126.
— Bovista *Fr.* 126.
— cepa *Pers.* 126.

Digitized by Google

Scleroderma fuscum *(Cda.) Ed. Fisch.* 99.
— Geaster 89.
— hemisphaericum *Lazaro** 10, 196.
— Magni-ducis *(Sorok.) Ed. Fisch.* 99.
— Ohiense *De Toni* 127.
— Pteridis *Shear** 22, 196.
— Torrendii *Bres.** 10, 196.
— verrucosum *Pers.* 126.
— vulgare *Fr.* 10, 126.
Sclerodermataceae 23, 26, 28.
Sclerodermineae 15, 28.
Sclerophyllina II, 744.
Scleropoa rigida 518.
Scleropodium caespitosum *Wils.* 217, 219, 241.
— illecebrum 228.
Sclerospora 96, 97. — II, 388.
— graminicola *(Sacc.) Schröt.* 84, 95, 96, 97. — II, 388.
— Kriegeriana *Magn.* 96.
— macrospora *Sacc.* 93, 96. — II, 388.
Sclerotinia 25, 103. — II, 409, 410.
— Cassiopes *Rostr.* 85.
— fructigena 103.
— helvelloidea *P. Henn.** 25, 196.
— Libertiana 309. — II, 375.
— Moelleriana *P. Henn.** 25, 196.
— sclerotiorum 85.
— Smilacinae *Dur.** 17, 196.
— Trifoliorum 6. — II, 375, 376.
— tuberosa *(Hedw.) Fuck.* 15, 78.
Sclerotium 82.
— cepivorum II, 370, 374.
Scolecopeltis aeruginea *A. Zimm.** 44, 196. — II, 365.
Scolecosporium *Lib.* 42.
Scolecotrichum 22.
— Euphorbiae *Tr. et Earle* 22, 129, 178.
— fasciculatum *(C. et E.) Shear* 22.
— graminis *Fuck.* 34.
— Musae *A. Zimm.** 44, 196. — II, 366.
Scoliopleura Balatonis *Pant.** II, 610.
— latestriata II, 597.
— maeotica *Pant.** II, 610.
Scoliopus II, 670.
— Bigelowii *Torr.* 631. — II, 669.
Scoliotropideae II, 600.
Scolochloa 442.
— festucacea 400.
Scolopendrium II, 694, 718.
— officinarum 419. — II, 711, 727. — P. 119.
— scolopendrium II, 708.
— sibiricum *Hk.* II, 729.
— vulgare II, 682, 695, 704, 727, 729.
Scolopia II, 296.
Scolymus grandiflorus P. 192.
— hispanicus *L.* 439. — II, 479, 481, 482.
Scopelophila *(Mitt.) Sprce.* 240.
Scopolia carniolica *Jacq.* 398. — II, 18.
Scopularia Clericiana *Boud.** 128, 196. — II, 417.
Scorias spongiosa 38.
Scorodocarpus borneensis *Becc.** II, 198.
Scorodophloeus Zenkeri II, 22.
Scorpiurus subvillosus 427.
— sulcatus *L.* II, 563.
Scorzonera 469.
Scorzonera austriaca 439.
— eriosperma 440.
— hispanica 439, 440.
— Jacquiniana 439, 440.
— laciniata 439, 440.
— parviflora 440.
— radiata 457, 501.
Scouleria *Hook.* 240.
Scoulerieae 240.
Scrophularia 612. — II, 542.
— aquatica II, 542.
— arguta 620.
— Balbisii 425.
— canina *L.* II, 476.
— dentata 495.
— glabrata *Davidson** 707. — II, 289.
— lateriflora 609.
— Neesii 418.
— nodosa II, 542.
— oblongifolia 468.
— ramosissima 481.
— scorodonia 467.
— umbrosa 398.
— vernalis *L.* II, 476.
Scrophulariaceae 389, 544, 545, 563, 609, 612, 613, 615, 616, 705. — II, 289, 443, 491. — P. 121.
Scutellaria 511. — II, 784, 789.
— altissima 429.
— ambigua 684.
— Churchilliana *Fernald** 683.
— cordifolia 519.
— — *var.* pilosissima 519.
— galericulata 684. — II, 786.
— glabriuscula *Fernald** II, 281.
— lateriflora 684.
— macrantha 502.
— minor II, 535.
— parvula 684.
— platensis *Spepazz.** II, 281.
— purpurascens 529.
— scordifolia 502.

Digitized by Google

Scutellum Bromeliacearum *(Rehm.) Sacc. et Syd.** 196.
Scyadiaceae *Borzi* II, 89.
Scyphosphaera *Lohmann* N. G. II, 142.
— Apsteinii *Lehmann** II, 142.
Scytonema Bohneri *Schmidle** II. 142.
— conchophilum *Humphr.* II, 109.
— Gomontii *Gutw.** II, 107, 142.
Scytopetalaceae 708. — II, 206.
Scytopetalum Duchesnei *Engl.** II, 206.
Sebaea pratensis 560.
Sebastiana P. 142.
— albicans *Gris.* II, 172.
— hexaptera *Urb.** II, 172.
— Picardaei *Urb.** II, 172.
Secale 868.
— anatolicum P. 102.
— Cereale *L.* 346, 604. — II, 499, 508, 757, 780. — P. 102, 112. — II, 872, 878.
— cornutum II, 56, 66.
— montanum *Guss.** II, 150.
— silvestre *Kit.* II, 150.
Secamone II, 218.
— floribunda *N. E. Br.** II, 218.
— leonensis *N. E. Br.** II, 218.
— mombasica *N. E. Br.** II, 218.
— myrtifolia *Benth.* II, 218.
— platystigma *K. Sch.* II, 218.
— rubiginosa *K. Sch.* II, 218.
— usambarica *N. E. Br.** II, 218.
Sechium edule *Sw.* 367. — II, 882, 845.
Secotiaceae 30.
Secotium acuminatum *Mont.* 125.
— agaricoides *(Czern.) Hollós* 99, 125.
— andinum *Speg.** 196.
— Arizonicum *Shear et Griff.** 22, 196.
— Basseriana *Dur. et Mont.* 125.
— Czerniaevii *Mont.* 125.
— erythrocephalum *Tul.* 125.
— excavatum *Kalchbr.* 126.
— krjukowense *Buchh.* 98, 99.
— Malinvernianum *Ces.* 125.
— michailowskjanum *Buchh.* 99.
— nubigenum *Harkn.* 125.
— Szabolcsiense *Hazsl.* 125.
— Thunii *Schulz.* 125.
— transversarium *B. et C.* 127.
— Warnei *Peck* 125.
Securidaca II, 491.
— erecta 584.
— longepedunculata 553.
Securinega II, 171.
Sedaceae 637.
Seddera capensis 561.
Sedum 618. — II, 481, 492. — P. 143.
— acre *L.* 489, 514. — II, 456, 499. — P. 108. — II, 897.
— aizoon 501.
— album *L.* 899. — II, 457.
— — *var.* micranthum II, 457.
— algidum 498.
— alpestre *Vill.* II, 456.
— amplexicaule 481.
— anacampseros *L.* II, 456.
Sedum boloniense *Lois.* II, 457. — P. 108. — II, 897.
— boreale II, 457.
— brevifolium *DC.* II, 457.
— Clusianum II, 457.
— coeruleum 892.
— crenulatum 498.
— dasyphyllum 419, 486.
— elegans II, 662.
— Ewersii *Led.* 498. — II, 456.
— fabaria 418.
— fastigiatum 498.
— glanduliferum P. 9.
— glaucum *W. et K.* 489. — II, 457.
— hispanicum *L.* II, 457.
— ibericum *Stev.* II, 457.
— kamtschaticum *Fisch.* II, 457.
— maximum *Suter* II, 456, 784, 790.
— — *var.* purpurascens II, 790.
— oppositifolium *Sims.* 448. — II, 456.
— pallescens 501.
— pallidum 489.
— Przewalskii 498.
— purpureum 898, 413, 418, 501.
— quadrifidum 498.
— reflexum 418.
— repens *Schleich.* II, 456.
— rhodiola 498, 459.
— rotundatum 498.
— rubens *L.* II, 518.
— rupestre *L.* II, 456.
— senanense *Makino** II, 168.
— sexangulare II, 457.
— spurium 401, 419.
— stoloniferum *Gmel.* II, 457.
— Telephium *L.* II, 456.
— tibeticum 498.
— villosum 408, 617.
Seiridiella *Karst.* 42.

Digitized by Google

Seiridium *Nees* 42.
Selaginaceae 708.
Selaginella 600. — II, 257, 258, 613, 614, 680, 682, 692, 694, 702, 708, 714, 715, 718, 721.
— acanthonota *Underw.** 721, 781.
— Aitchisonii II, 715.
— arbuscula *(Klf.) Spr.* II, 715.
— atrovirens *Spr.* II, 715.
— Bernoullii *Hieron.** II, 722, 781.
— Bodinieri *Hieron.** II, 715, 781.
— Carioi *Hieron.* II, 722.
— Christii *Hieron.** II, 715, 781.
— cordata II, 694.
— costaricensis *Hieron.* II, 722.
— delicatissima II, 692.
— denticulata II, 727.
— Emiliana II, 708.
— Emiliana aurea II, 727, 729.
— erythropus *(Mart.) Spr.* II, 722.
— estrellensis *Hieron.** II, 722, 781.
— flabellata *(L.) Spr.* II, 702, 722.
— Galeottii II, 682, 694.
— guatemalensis *Bak.* II, 722.
— helvetica 419.
— Hoffmanni *Hieron.** II, 722, 781.
— Jouani *Hieron.* II, 715.
— Kraussiana II, 680, 692.
— Labordei *Hieron.** II, 715, 781.
— laevigata II, 688.
— Lechleri *Hieron.* II, 728.
— Luzonensis *Hieron.* II, 715.
— Magnusii *Hieron.* II, 725.
Selaginella Martensii II, 708.
— Moellendorffii II, 715.
— Moritziana *Spr.* II, 722.
— — *var.* suberecta *A. Br.* II, 722.
— Novae-Guineae *Hieron.* II, 715.
— novoleonensis *Hieron.** II, 722.
— orizabensis *Hieron.** II, 722, 781.
— Pervilli II, 258, 694, 695.
— porelloides *Spr.* II, 722.
— Poulteri II, 692.
— Preussii *Hieron.* II, 725.
— pubescens II, 694.
— radiata *Aubl.* II, 722.
— Reineckii *Hieron.* II, 715.
— rupestris II, 721.
— sanguinolenta II, 718.
— Schaffneri *Hieron.* II, 722.
— Sherwoodii *Underw.** II, 721, 781.
— scoparia *Christ* II, 715.
— serpens II, 708.
— spinulosa 407.
— stenophylla *A. Br.* II, 708, 722.
— tortipila II, 721.
— uncinata II, 694.
— viridangula *Spr.* II, 715.
— Wallichii II, 694. — II, 258.
— Wendlandii *Hieron.* II, 722.
— Whitmeei *Bak.* II, 715.
— Willdenowii II, 694.
Selago Nyassae 560.
— thyrsoidea 561.
Seligeria acutifolia *Lindb.* 214.
— campylopoda *Kindb.* 281, 288.
— tristicha 242, 245.
Seligeria tristichoides *Kindb.* 242.
Seligeriaceae 246.
Selinum 612.
— eryngiifolium 524.
— lineare P. II, 899.
— striatum 498.
Sellaphora *Meresch.* N. G. II, 595, 601.
— bacilliformis *(Grun.) Mer.** II, 601.
— Borscowii *Mer.** II, 610.
— elliptica *Mer.** II, 610.
— pupula *(Kütz.) Mer.* II, 601.
Selliera radicans II, 498.
Sematophyllum 288.
— adnatum *(Michx.)* 288.
— auricomum *Mitt.* 288.
— Carolinianum *(C. Müll.)* 288.
— delicatulum *(James)* 288.
— demissum *(Wils.) Mitt.* 220, 289.
— hermaphroditum *(C. Müll.) Besch.* 258.
— Marylandicum *(C. Müll.)* 288.
— micans 220.
— Novae-Cesareae *(Aust.)* 288, 289.
— recurvans *(Michx.)* 288.
— Roellii *(Ren. et Card.)* 288.
— substrumulosum *Hpe.* 288.
— tenuirostre *(Br. et Sch.)* 288.
— turgidum *(Dz. Mb.) Jaeg.* 254.
Semecarpus II, 46.
Semiaquilegia *Makino* N. G. II, 200.
— adoxoides *(DC.) Makino** II, 200.
Sempervivum II, 665.
— acuminatum 498.
— alpinum *Gris.* II, 457.

Digitized by Google

Sempervivum arachnoideum *L.* II, 457.
— Braunii *Wilm* II, 458.
— Doellianum *C. B. Lehm.* II, 458.
— dolomiticum *Facch.* II, 458.
— Fouconnetii *Reut.* II, 458.
— Gaudini *Christ* II, 458.
— globiferum *L.* II, 458.
— Heuffelii *Schott* II, 458.
— hirtum *L.* II, 458.
— piliferum *Jord.* II, 457.
— pilosella *L.* II, 457.
— Simonkaianum *Degen** 489. — II, 168.
— soboliferum 407.
— tectorum *L.* II, 457.
— urbicum 675.
— velutinum *N. E. Br.** II, 168.
— versicolor *Velen.** II, 168.
— Wulfeni *Hoppe* II, 457.
Semseyia maeotica *Pant.** II, 610.
Sendelia 698.
Senecio 849, 461, 464, 505, 547, 612, 618, 614, 618, 678. — P. 192.
— albesceus 464, 672.
— ambraceus 501.
— Ameghinoi *Speg.** II, 226.
— Antunesii *C. Hffm.** II, 226.
— aquaticus 897. — P. II, 878.
— argentinensis *Speg.** II, 226.
— arnicoides 494.
— articulatus *Sch.* 671. — II, 406.
— aurantiacus 440.
— Balansae 588.
— Bayonnensis 470.
— Benthami 588.
— Berteroanus 581.
— Biebersteini 486.
Senecio Bodinieri *Van.** II, 225.
— brasiliensis 588.
— campester 401, 489, 440, 457, 501.
— capillarifolius *Speg.** II, 226.
— caucasicus 440.
— choiquelanensis *Speg.** II, 226.
— chubutensis *Speg.** II, 226.
— Cineraria *DC.* 464. — II, 816.
— Cineraria × Jacobaea 464, 672.
— clivorum 673
— cola-huapiensis *Speg.** II, 226.
— cordatus 419.
— cordifolius 477.
— coronopifolius 494.
— Crawfordii *N. L. Britton** 672. — II, 226.
— crepidiaceus 461.
— crepidineus *Greene** II, 226.
— crispatus 408, 482.
— Dekindtianus *O. Hffm.** II, 226.
— desideratus *DC.* II, 226.
— diabolicus *Speg.** II, 226.
— dileptiifolius *Greene** 461. — II, 226.
— dolichopappus 561.
— Douglasii 524.
— Elliotii *Sp. Moore** II, 226.
— erraticus 404.
— erubescens *Panc.* II, 225.
— erucaefolius 489.
— flagellisectus 588.
— frigidus 459.
— Fuchsii 424.
— Gentilianus *Van.** II, 226.
— graveolens 581.
Senecio Hauthalii *O. Ktze.* II, 226.
— Henrici *Van.** II, 226.
— inutilis *Speg.** II, 226.
— Jacksonii *Sp. Moore** II, 226.
— Jacobaea *L.* 489, 440, 464. — II, 816.
— julianus *Speg.** II, 226.
— kematongensis *Van.** II, 225.
— Kingii *Hook. fil.* II, 226.
— Kleinii *Less.* II, 506.
— Kurtzii *Alboff* II, 226.
— Labordei *Vaniot** II, 225.
— lachnorhizus *O. Hffm.** II, 226.
— lampsanoides 440.
— leucanthemifolius 487.
— Leveillei *Van.** II, 225.
— lugens 459.
— macrophyllus 440.
— Martinii *Van.** II, 225.
— milanjianus *Sp. Moore** II, 226.
— miser *Hook. f.* II, 226.
— — *var.* tehuelches *Speg.* II, 226.
— montuosus *Sp. Moore** 226.
— Morenonis *O. Ktze.* II, 226.
— Moritzianus 581.
— Mustersii *Speg.** II, 226.
— nandensis *Sp. Moore** II, 226.
— Neadi *DC.* II, 585.
— nemorensis *L.* 406, 407, 408, 409, 419, 440. — II, 518.
— pachyrrhizus 559.
— palmatus 501.
— paludosus *L.* 418. — II, 479.
— Pančićii *Deg.** II, 225.
— paradoxus *Alboff* II, 226.
— passuscrucis *O. Ktze.* II, 226.

Digitized by Google

Senecio peregrinus 588.
— pratensis 501.
— prionophyllus *Greene** 461. — II, 226.
— pseudosonchus *Van.** II, 225.
— psiadioides 559, 560.
— pulchellus 581.
— Reisachii 419.
— renifolius 440.
— resedifolius 459.
— Robinsonianus *Sargent* 671.
— ruwenzoriensis *Sp. Moore** II, 226.
— sagittatus 457.
— scandens 488.
— Schottii *Bailf.* II, 506.
— sericeo-nitens *Speg.* II, 226.
— sonchoides 581.
— sotikensis *Sp. Moore** II, 226.
— spartareus *Sp. Moore** II, 226.
— spathulifolius 405.
— spinosus 581.
— stenoglossus *Franch.* II, 224.
— Theresiae *O. Hffm.** II, 224.
— transmarinus *Sp. Moore** II, 226.
— trianthemos 559.
— tropaeolifolius 561.
— tunicatus *O. Ktze.* II, 226.
— ukingensis 561.
— Urumovi *Velen.** II, 225.
— urundensis *Sp. Moore** II, 226.
— ussanguensis 560.
— vernalis 489, 440, 671.
— verruculosus *O. Ktze.* II, 226.
— viscosus 398. — II, 519.
— vulgaris *L.* 348, 439, 440, 459, 674. — II, 519.
Senecio xenostylus *O. Hffm.** II, 226.
Sepedonium 48.
— niveum *Mass. et Salm.** 40, 196.
— xylogenum *Sacc.* 12.
Septobasidiaceae 26.
Septocylindrium Aderholdi *Sacc. et Syd.** 196.
— radicicolum *Aderh.* 196.
Septogloeum *Sacc.* 42.
— Manihotis *A. Zimm.** 44, 196. — II, 865.
Septomyxa *Sacc.* 42.
Septoria II, 422.
— Anemones 78.
— Aquilegiae 78.
— astericola *Ell. et Ev.* 84.
— Calamagrostidis *Ell. et Ev.* 196.
— calycina *Hck.* 182.
— Cannabis *(Lasch) Sacc.* II, 370.
— Caraganae *P. Henn.** 180, 196. — II, 420.
— Caricis-montanae *Vestergr.** 196, 388.
— Carthusianorum *West.* 182.
— castanaecola *Desm.* 680.
— Cavarae *Scalia** 9, 196.
— Chrysanthemi *Cav.* 128, 182. — II, 419.
— corollae *Syd.** 196.
— Corydalis *Ell. et Davis** 196.
— Cyperi *Ell. et Ev.** 196.
— Dianthi *Desm.* 182.
— diversa *Sacc. et Syd.** 196.
— Donacis *Pass.* 88.
— Ellisiana *Sacc. et Syd.** 196.
— Erigerontis *Peck* 88.
— erythrostoma *Thüm* II, 422.
— Euphorbiae 41.
— Everhartii *Sacc. et Syd.** 195.
Septoria Fici-indicae *Vogl.** 182, 196.
— flexuosa *Oud.** 197.
— Fraxini 41.
— gigaspora *Ell. et Ev.* 88.
— graminum *Desm.* II, 370, 375.
— Helianthi *Ell. et Kellerm.* 88.
— Hellebori 78.
— kalmiaecola *(Schw.) B. et C.* 84.
— Liatridis *Ell. et Davis** 197.
— Lychnidis 78.
— Lycopersici *Speg.* 80.
— Melandryi-albi *Baeuml.** 15, 197.
— Munroae *Ell. et Barthol.** 197.
— Narcissi *Pass.* II, 374.
— Nicotianae *Speg.* 196.
— ochroleuca 84.
— Oryzae II, 368.
— pentstemonicola *Ell. et Ev.** 197.
— Petroselini *Desm.* II, 372.
— piricola II, 369, 422.
— Pirolae *Ell. et Mart.* 196.
— phlyctaenoides *Penz. et Sacc.** 197.
— Plumeriae *Sacc. et Syd.** 197.
— Ribis II, 369.
— rosarum 78.
— Rubi II, 369, 370.
— Saccardoi *Ferraris** 8, 197.
— Senecionis-aetnensis *Scalia* 194.
— sinarum 78.
— Specularlae *B. et C.* 38.
— sphaerelloides *E. et K.* 194.
— spiculispora *Ell. et Ev.** 197.
— Stratiotis *Oud.** 197.

Digitized by Google

Septoria tandilensis *Speg.** 197.
— Theae *Cav.* 44. — II, 868.
— Trillii *Peck* 88.
— Tritici II, 875, 876.
— Vaccinii *P. Henn.** 28, 197.
— Vallisumbrosae *Cav. et D. Sacc.* 9.
— varians *Joffrin* 128.
— Violae 78.
Sequoia 525. — II, 788, 749, 759.
— biformis *Lesqu.* II, 788.
— Couttsiae *Heer* II, 758.
— gigantea *Poir.* 592. — II, 788, 784, 789.
— Langsdorfii *Heer* II, 788, 750, 758.
— Nordenskiöldii *Heer* II, 758.
— Reichenbachi *Heer* II, 788.
— sempervirens 526, 592, 640. — II, 788, 758. — P. 18, 164.
— Tournali II, 750.
Serapias 658.
— cordigera *L.* 653, 654.
— — *var.* longipetala *(Poll.)* 654.
— — *var.* neglecta *(De Not.)* 654.
— — *var.* occultata *(Gay)* 654.
— — *var.* pallens *(Bzi.) Zodda* 658.
— elongata *Tod.* 654.
— intermedia *Forest.* 654.
— Lingua *L.* 653, 654.
— — *var.* maculata *Zodda* 658.
— — *var.* Todari *Tin.* 654.
— longipetala *Poll.* 478, 658.
— occultata *Gay* 658.
— — *var.* pallens *Borzi* 658.
— pseudocordigera 489.
Serenoa 655.
— serrulata *Hook. f.* 655.
Serjania II, 48.
Serratula coronata 501.
— heterophylla 487.
— lycopifolia II, 469.
— oligocephala P. 192.
— quinquefolia 440.
— radiata 440.
— tinctoria P. 119.
Sesamopteris II, 448.
Sesamothamnus Busseanus *Engl.** II, 287.
— Erlangeri *Engl.** II, 287.
— Rivae *Engl.** 548. — II, 287.
Sesamum II, 828.
— alatum *Schum.* 688.
— indicum 588, 548.
— — *var.* integerrimum
— macranthum 615.
— orientale II, 418. — P. 171.
Sesbania aegyptiaca 846.
— exasperata 528.
— grandiflora 548.
Seseli P. 117, 192.
— annuum 399.
— dichotomum 489.
— gummifer 489.
— libanotis 508.
— Tachiroei 508.
Sesleria calcarea *Opiz* 436, 645.
— — *var.* Ratzeburgii *Asch. et Gr.* 436, 645.
— coerulea 405, 419.
— varia 411, 644.
— — *var.* pseudoelongata *Murr* 644.
— — *var.* Ratzeburgii *Aschers. et Graeb.* 649.
Setaria 549, 612. — P. 186, 197.
— aurea 558.
— glauca *P. B.* 466. — P. 8, 188.
— italica 499. — P. 104. — II, 390, 391.
Setaria viridis *Beauv.* 466. — P. II, 388, 402.
Seturatea *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
— Glazioviana *v. Tiegh.** II, 191.
— lata *v. Tiegh.** II, 181.
— stipulata *(Vell.) v. Tiegh.** II, 191.
— tridentata *v. Tiegh.** II, 191.
— Vellozii *v. Tiegh.** II, 191.
— Weddelliana *v. Tiegh.** II, 191.
Seynesia coccoidea *P. Henn.** 197.
— Hammariana *P. Henn.** 26, 197.
— Melastomataceae *P. Henn.** 197.
Sherardia II, 808.
— arvensis 489.
Sherbournia *Don* 551, 708.
Shorea II, 9.
— Henryana 544.
— — *var.* rigida *Heim** 544.
— hypochrea II, 829.
— obtusa 544. — II, 829.
— — *var.* kohchangensis *Heim** 544.
— robusta 544. — II, 862.
— — *var.* Schmidtii *Heim** 544.
— rubiflora II, 829.
— Torelii II, 829.
— Wiesneri II, 9.
Shortia uniflora 678.
Shuteria africana 559.
Sicyos II, 648.
— angulatus II, 648.
— bryoniaefolius II, 510.
— parviflorus II, 486.
Sicyosperma gracile II, 510.
Sida 615, 616. — II, 180.
— acuta 528.
— — *var.* carpinifolia 528.
— Ameghinoi *Speg.** II, 181.

Digitized by Google

Sida anomala *St. Hil.* II, 181.
— Boivinii *Hochr.** II, 181.
— carpinifolia II, 869.
— chubutensis *Speg.** II, 181.
— ciliaris *L.* II, 181.
— cordifolia II, 869.
— Dinteriana *Hochr.** II, 181.
— dissecta *Nutt.* II, 181.
— Hassleri *Hochr.* II, 181.
— heterosperma *Hochst.** II, 181.
— linoides *(Hieron.) Speg.** II, 181.
— Luciana *P. DC.* II, 181.
— napaea 618.
— rhombifolia 891, 479, 528.
— — *var.* typica 528.
— rubra *Ten.* II, 181.
— spinosa *L.* 891, 528. — II, 16.
— — *var.* angustifolia 528. — II, 16.
— tehuelches *Speg.** II, 181.
Sidalcea rostrata *Eastw.** II, 181.
Sideritis hyssopifolia P. 111, 185.
— montana 475.
Sideroxylon P. 80, 181.
— densiflorum II, 868.
Sieberia deflexa *Hook.* 711.
Siegesbeckia orientalis 897.
— somalensis *Spenc. Moore** II, 227.
Sieglingia 544.
— Chapmanii *Small* II, 151.
— congesta *Dewey* II, 151.
Sieversia albiflora II, 440.
Sigillaria II, 784, 780.
— camptotaenia *Wood.* II, 781.
— Davreuxi *Brongn.* II, 781.
Sigillaria Deutschii *Brongn.* II, 781.
— elongata *Brongn.* II, 785, 781.
— laevigata *Brongn.* II, 781.
— mamillaris *Brongn.* II. 781.
— reniformis *Brongn.* II, 781.
— rugosa *Brongn.* II, 781.
— Schlotheimii *Brongn.* II, 781.
— scutellata *Brongn.* II, 781.
— subrotunda *Brongn.* II, 781.
— tesselata *Brongn.* II, 781.
Sigillariophyllum Canavarii II, 788.
— Meneghinii II, 788.
— senense II, 788.
Silaus pratensis 418.
Silene 615, 616, 618. — II, 561.
— acaulis 445, 447, 450, 458, 459. — II, 440.
— Armeria 898.
— Behen 489.
— Borei 479.
— — *var.* duriensis 479.
— Burchellii 561.
— colorata 489.
— conica 488.
— corrugata 481.
— crassipes 891.
— cretica 424.
— dichotoma 848, 899, 412, 465, 467. — II, 488.
— gallica *L.* II, 588.
— inflata *Sm.* 568. — II, 528.
— juvenalis 391.
— Moorcroftiana 492.
— muscipula 891.
— nemoralis 406.
— noctiflora 418, 447.
— Otites *Sm.* 404. — II, 585.
Silene Parishii 524.
— portensis *L.* II, 583.
— remotiflora 891.
— repens 456.
— rupestris 415, 442.
— supina 487.
— tatarica 899.
— trinervia 891.
— subconica 891.
— viscosa 482, 617.
— Watsoni P. 206.
Siler divaricatum 504.
— trilobum 405, 489.
Silicoflagellatae 571. — II, 94, 101, 104, 107.
Silphium 614, 617, 626. — II, 270, 808.
— integrifolium 522.
Silybum Marianum 847, 898.
Simarubaceae 540, 542, 548, 618, 708. — II, 48.
Sinapis alba II, 640. — P. II, 887.
— arvensis 846, 489. — P. II, 888.
— juncea 499.
— nigra P. II, 887.
Siparuna chrysothrix *Perk.** II, 182.
— grisea *Perk.** II, 182.
— Tonduziana *Perk.** II, 182.
Siphonales II, 118.
Siphoneae II, 118.
Siphonema incrustans *Bornem.* II, 770.
Siphonocampylos columnae 580.
— ferrugineus 580.
— giganteus *Don* II, 892.
Siphonocladus Delphini *Hariot** II, 109, 142.
Sirococcus Zahlbruckneri *Baeuml.** 15, 197.
Sisymbrium 478, 474, 548. — II, 481.
— altissimum 847.
— Ameghinoi *Speg.** II, 169.

Digitized by Google

Sisymbrium andinum 566.
— austriacum 405, 480, 488.
— canescens 566. — II, 170.
— Cumingianum 566.
— deserticola *Speg.* II, 168.
— fuegianum *(Speg.) Speg.** II, 169.
— glabrescens *Speg.* II, 168.
— hararense *Engl.** II, 169.
— humile 492.
— Irio 412.
— Lechleri 566.
— Loeselii 489.
— maclovianum *(Gaud.) Speg.** II, 169.
— Maximowiczii 502.
— Morenoanum *Chod.** II, 169.
— officinale 425, 466.
— — *var.* leiocarpum 466.
— pinnatum *Speg.* II, 169.
— robustum *Chod. et Wilcz.** II, 169.
— Sophia 489.
— strictissimum 427.
— subscandens *Speg.** II, 169.
— tehuelches *Speg.** II, 169.
— turcomanicum *Litwinow** II, 169.
Sisyrinchium 614.
— bermudianum 420, 471, 474, 647.
— iridifolium 564.
— junceum 527, 565. — P. 196.
— leucanthum 565.
— Mandoni 565.
— mucronatum Mich. 471.
— tinctorium 565.
Sitanion marginatum *Lams. Scribn. et Merr.** II, 150.
Sium 611, 612. — II, 208.
— angustifolium 626.
Sium cicutaefolium 501.
— lancifolium 489.
— latifolium 418, 472, 626.
— ninsi 508.
— nipponicum 508.
Skeletonema II, 606.
— costatum II, 608.
Skierka Canarii *Racib.* II, 868.
Smegmabacillus 283, 284, 290, 298.
Smelowskia americana *Rydb.** II, 169.
— calycina *Gray* II, 169.
Smilaceae II, 444.
Smilacina racemosa P. 17. 196.
Smilax 615. — II, 24, 25, 588
— Bona nox II, 444.
— ecirrata *S. Wats.* II, 449, 450.
— floribunda 565.
— Goetzeana 548.
— herbacea *L.* II, 449, 450.
— hispida *Mühl.* II, 449, 450. — P. 188.
— irrorata 565.
— Kraussiana 558.
— laevis II, 444.
— mauritanica II, 444.
— medica II, 54.
— rotundifolia 516.
Smithia Harmsiana *Wildem.** 685. — II, 178.
— recurvifolia 560.
— strobilantha 558.
Smyrniopsis Aucheri *Boiss.* II, 561.
Smyrnium perfoliatum 489. — P. II, 899.
Sobralia setigera 527.
Soldanella 488. 618, 618, 699.
— alpina 481, 699.
— alpina × minima 480.
— hungarica 699.
— minima 481, 699.
— minima × pusilla 699.
Soldanella montana 409, 699.
— neglecta 699.
— pindicola 488.
— pusilla 699.
— villosa 477, 488.
Solanaceae 889, 540, 600, 609, 616, 708. — II, 48, 289. — P. 121.
Solanum 506, 615, 618. — II, 48, 278. — P. 190.
— alatum *Moench* 434.
— argenteum P. 161.
— argillicolum 589.
— atropurpureum 589.
— auriculatum 589.
— Baumii P. 29, 184.
— Brownii *Chod.** 589. — II, 240.
— caavurana 589.
— capsicastrum 589.
— caripense 580.
— carolinense 511, 512, 708.
— Chenopodium *F. v. Müll.* II, 29.
— Commersoni *Dunal* 589, 708. — II, 889.
— Dewevrei *Dammer** II, 240.
— diphyllum 589.
— Dulcamara *L.* II, 18, 27, 586.
— Durandii *Damm.** II, 240.
— elaeagnifolium II, 436.
— gracillimum 589.
— Hasslerianum *Chod.** II, 240.
— inaequale 589.
— incarceratum 589.
— jasminoides 589.
— leucodendron P. 139.
— lycioides 530, 589.
— malacoxylon 589.
— mammosum 589.
— maritimum 580.
— Melongena II, 827.
— multispinum 589.
— nigrum *L.* 589, 625. — II, 508, 510, 540, 628.

Digitized by Google

Solanum nodiflorum 589.
— palinacanthum 589.
— paniculatum 589.
— paraguariense *Chod.** II, 240.
— pilcomayense 589.
— pinnatifidum 580.
— quindinense *Zahlbr.** II, 240.
— ramulosum 589.
— rigescens II, 825.
— rostratum *Dun.* 845, 847, 408, 420, 423, 466, 467, 511, 512, 601, 708.
— runzorense *C. H. Wright** II, 240.
— sancta catharinae 589.
— sisymbriifolium 589.
— Theresiae *Zahlbr.** II, 240.
— tuberosum *L.* 864, 870, 606. — II, 82, 259, 499, 510, 628, 629, 656. — P. 6, 76, 150. — II, 869.
— turneroides *Chod.** II, 240.
— umbelliferum 506.
— violaefolium 612.
— Wildemanii *Damm.** II, 240.
— Xanti *A. Gray* 888, 521, 525, 708.
— xanti glabrescens 524.
Solenopeziza fimbriata *Ell. et Barthol.** 197.
— mellina *Penz. et Sacc.** 197.
Solidago 849. 506.
— canadensis 480.
— lanceolata 897.
— longipetiolata *Mackenz. et Bush** II, 227.
— mollis P. 114.
— multiradiata 459.
— pseudotomentosa *Mc K. et Bush** II, 227.
— serotina 899. — II, 822.
— trinervata II, 486.
Solidago Virg-aurea 409, 489, 501. — II, 520. — P. 107, 205.
Solmsia inflata *Hpe.* 241.
Solmsiella *Borb.* N. G. II, 169.
— Heegeri *Borbas** II, 169.
Sonchus 612. — II, 784.
— arvensis 489, 442.
— asper 897, 439. — II, 542, 588, 798.
— glaucescens 481.
— maritimus *L.* II, 551, 561.
— oleraceus *L.* 897, 489, 538. — II, 445, 520.
— rarifolius 559.
Sonneratia II, 296.
— lanceolata *Bl.* II, 488.
Sophia brevipes *Rydb.** II, 170.
— californica *Rydb.** II, 170.
— leptophylla *Rydb.** II, 170.
— viscosa *Rydb.** II, 170.
Sophora II, 47.
— flavescens 501.
— japonica 891. — P. 205.
— sericea *Nutt.* II, 486.
— tomentosa 543.
— viciifolia 685.
Sopubia lanata 559.
— trifida 559.
Sorastrum minutum *Schmidle** II, 142.
Sorbaria sorbifolia 501.
Sorbus 860, 861, 896, 618. — II, 800. — P. II, 876.
— acutiloba 861.
— ambigua 861.
— arbutifolia × grandifolia 861.
— arbutifolia × melanocarpa 361.
— Aria *Crtz.* 861, 406, 424, 488, 488.
— Aria × chamaemespilus 861.
Sorbus Aria × decipiens 861.
— Aria × latifolia 861.
— Aria × torminalis 860, 861.
— armeniaca *Hdl.** II, 205.
— arranensis *Hdl.** II, 205.
— Aucuparia 861, 424, 456. — II, 588, 649. — P. 116, 159. — II, 897.
— Aucuparia × arbutifolia 861.
— Aucuparia × Aria 861.
— Aucuparia × arranensis 861.
— Aucuparia × austriaca 361.
— Aucuparia × fennica 861.
— Aucuparia × incisa 861.
— Aucuparia × longifolia 861.
— Aucuparia × Mougeotii 861.
— Aucuparia × melanocarpa 861.
— Aucuparia × scandica 861.
— austriaca 861.
— austriaca × chamaemespilus 861.
— carpinifolia 861.
— cashmiriana *Hedlund** II, 205.
— chamaemespilus 861.
— commixta *Hdl.** II, 205.
— dacica 861.
— decipiens 861.
— decipiens × torminalis 861.
— discolor 861.
— domestica 861, 488. — II, 564. — P. II, 872.
— dubia 860.
— fallacina 861.
— fennica 861.
— fennica × obtusifolia 861.

Digitized by Google

Sorbus fennica × salicifolia 861.
— fennica × scandica 861.
— flabellifolia 861.
— florentina 861.
— floribunda 861.
— glabrata 861.
— graeca *Lodd.* 861. — II, 561.
— heterophylla 861.
— Hostii 861.
— incana 860.
— incisa 861.
— latifolia 861.
— latifolia × torminalis 861.
— longifolia 861.
— majestica 861.
— Meinichii 860.
— microcarpa × arbutifolia 861.
— microcarpa × aucuparia 860.
— microcarpa × fennica 860.
— microcarpa × melanocarpa 861.
— minima arranensis 861.
— Mougeotii 861.
— Mougeotii × chamaemespilus 861.
— obtusata 861.
— parviflora *Hdl.** II, 205.
— paucicrenata 861.
— persica *Hdl.** II, 205.
— pseudaria 861.
— quercifolia 861.
— quercifolia × latifolia 861.
— rotundifolia 861.
— salicifolia 861.
— scandica 861.
— semipinnata 861.
— sorbifolia 861.
— splendens 860.
— spuria 861.
— sudetica 861.
— torminalis *Crtz.* 361, 438, 481.
Sorbus trilobata 861.
— virginiana 861.
Sordaria 25, 122.
— anserina *Wint.* 18.
— bombardioides *Awd.* 40.
— curvicolla *Wint.* 18.
— decipiens *Wint.* 40.
— fimicola *(Rob.)* 40.
— fimiseda *Ces. et De Not.* 18.
— globosa *Mass. et Salm.* 18.
— hirta *Hans.* 18.
— macrospora *Awd.* 18.
— minima *Sacc. et Speg.* 18.
— neglecta *Hans.* 18, 40.
— pleiospora *Wint.* 18.
— setosa *Wint.* 18, 40.
— Winteri *Karst.* 18.
Sordariaceae 14.
Sorghum 557. — II, 640, 828. — P. 89, 81. — II, 898, 898.
— Halepense P. 108.
— saccharatum 499. — P. 142. — II, 890.
— vulgare II, 14. — P. 169.
Soria syriaca 416, 427.
Sorindeia acutifolia *Engl.* II, 868.
Sorokina insignis *Penz. et Sacc.** 197.
Sorosporium 104, 105.
— Bigeloviae *Griff.** 18, 197.
— Caricis *Ferr.** 197.
— Ellisii 197, 198.
— — *var.* occidentalis *Seym.* 198.
— — *var.* provincialis *Ell. et Gall.* 197.
— Ipomoeae *Speschn.* 204.
— provinciale *(Ell. et Gall.) Clint.** 197.
— Panici-miliacei *(Pers.) Takah.* 105.
— Saponariae 78.
Sorosporium Williamsii *Griff.** 18, 197.
Southbya nigrella 218.
— tophacea *Sprce.* 218, 230.
Sparganium 392, 611, 612, 626.
— diversifolium 402.
— glomeratum P. 194.
— microcarpum 482.
— natans 502.
— neglectum 402, 408, 482, 466.
— ramosum P. 197.
— ramosum × simplex 402.
— simplex P. 194.
Sparassis crispa *Wulf* 128.
Spartina 506, 645.
— arundinacea II, 298.
— Bakeri *Merrill** 645. — II, 150.
— cynosuroides P. 106, 192.
— glabra P. 106, 190.
— gracilis P. 106.
— patens 516. — P. 106, 190.
— Pittieri *Hack.** II, 150.
— polystachya P. 106, 190.
Spartium 488.
— junceum *L.* II, 9, 510.
Spathantherum Orbygnianum 565.
Spathodea campanulata II, 828.
Spathoglottis Soutteriana *Bail.** II, 160.
Spathyema Nevadensis *Knowlt.** II, 746.
Spegazzinia Meliolae *A. Zimm.** 44, 197. — II, 866.
Spencerites II, 701.
Specularia hybrida 405.
— perfoliata 508.
— speculum 418, 419.
Spergula pentandra 401.
Spergularia II, 491.

Digitized by Google

Spergularia azorica 470.
— campestris 625.
— diandra 489.
— Dillenii 470.
— grandis 566.
— rubra 472.
— — *var.* gracilis *Clod.* 472.
— urbica 471.
Sperguleae II, 277.
Sphacelaria II, 128.
— racemosa II, 101.
Sphacelia II, 505.
— grisea *Speg.** 197.
— stipicola *Speg.** 197.
Sphaceloma ampelinum 83.
Sphacelotheca 104.
— Andropogonis-hirtifolii *(P. Henn.) Clint.** 197.
— diplospora *(Ell. et Ev.) Clint.** 197.
— Ischaemi *(Fuck.) Clint.** 198.
— monilifera *(Ell. et Ev.) Clint.** 198.
— montaniensis *(Ell. et Holw.) Clint.** 198.
— occidentalis *(Seym.) Clint.** 198.
— Pamparum *(Speg.) Clint.** 198.
— Paspali-notati *(P. Henn.) Clint.** 198.
— Reiliana *(Kühn) Clint.** 198.
— Sorghi *(Lk.) Clint.** 198.
Sphaenophora crassa II, 769.
— gracilis II, 769.
Sphaeralcea australis *Spegazz.** II, 181.
— Fendleri II, 181.
— Fendleri lobata *Cock.* 689.
— Fendleri perpallida *Cock.* 689.
— Fendleri triphylla *Cock.* 689.
Sphaeralcea Fendleri variabilis *Cock.* 689.
— lobata *Woton* II, 181.
— lobata perpallida *Cockerell* 689.
— patagonica *(Niederl.) Speg.** II, 181.
— perpallida *Cocker.* II, 181.
— variabilis *Cock.* 689. — II, 181.
Sphaeranthus africanus 548.
— suaveolens 560.
— Taylori *Spenc. Moore** II, 227.
Sphaerella brassicicola II, 889.
— Flageoletiana *Sacc. et Trav.** 198.
— Fragariae *Sacc.* 88. — II, 868, 870.
— fuscata *F. Tassi* 198.
— fusco-maculans *Sacc. et Syd.** 198.
— Goodeniae *F. Tassi** 32, 198.
— Hertiae *Pat.** 80, 198. — II, 870.
— latebrosa *Cke.* 84.
— Patouillardii *Sacc.* 9.
— salicicola *(Fr.) Fuck.* II, 872.
— Thesii *Schroet.* 8.
— — *var.* pedemontana *Ferr.** 8.
— Triseti *Speg.** 198.
— Tulasnei 62.
— Yuccae *Ell. et Ev.** 198.
Sphaerellaceae 7, 24, 26.
Sphaeria aegeritoides *Engelh.** 188.
— cornicola *DC.* 181.
— Dalbergiae *Heer* 188.
— persistens *Engelh.** 188.
— (Hypocrea) Setchellii *Harkn.* 170.
— Terebinthi *Ces.* 97.
Sphaeriaceae 7, 14, 15. — II, 863.
Sphaeridium Zimmermanni *Sacc. et Syd.** 198.
Sphaerites craterigenus *Arcang.* II, 788.
Sphaerocarpus 222.
— Michelii 218.
Sphaerococcites dyadicus *Sterzel** II, 770.
Sphaerocystis Schroeteri II, 99, 100.
Sphaeroderma fimbriatum *Rostr.* 18.
— Hulseboschii *Oud.* 18.
Sphaeroeca volvox *Lauterb.* II, 100.
Sphaeroidaceae 26, 27.
Sphaeroidales 15.
Sphaeromorphaea Russeliana 548.
Sphaeronaema cucurbitula *Ces.* 198.
— diaphanum 41.
— Fagi *Oud.** 198.
— Lycopersici *Plowr.* 49.
— Pirottae *Ferraris** 8, 198.
— Spina *B. et Rav.* 148.
Sphaeronaemella cucurbitula *(Ces.) Sacc. et Syd.** 198.
— diaphana *(Fuck.) Sacc.* 187.
— fimicola *March.* 40.
— macrospora *Penz. et Sacc.** 198.
— oxyspora *(Berk.) Sacc.* 18.
Sphaeropleaceae II, 118.
Sphaeropsideae 22, 28. — II, 864.
Sphaeropsis Ampelos *(Schw.) Cke.* 146.
— Arctostaphyli *(Vize) Sacc.* 146.
— asterinum *(Cke. et Harkn.)* 146.
— Baptisiae *Thüm.* 146.
— begoniicola *Ell. et Ev.** 198.

Digitized by Google

Sphaeropsis Bupleuri *P. Henn.** 198.
— Calycanthi *Scalia** 9, 198.
— cerasifolia *McAlp.** 81, 198.
— corticalis *(Kalchb.etCke.) Sacc.* 147.
— Darlingtoniae *P. Henn.* 184.
— Dilleniae *P. Henn.** 26, 198.
— Evolvuli *Pat.* 147.
— grandiflora *Ell. et Ev.** 198.
— herbarum *Cke. et Mass.* 147.
— Henriquesii *Thüm.* 147.
— Hibisci *(Berk.) Cke.* 147.
— Jasmini *Pat.* 147.
— Isopyri *Thüm.* 147.
— maculans *Peck* 147.
— malorum 77, 88. — II, 368, 869, 870.
— mamillaris *B. et C.* 169.
— Micheliae *P. Henn.* 184.
— minima *B. et C.* 188.
— Oryzae *(Catt.) Sacc.* 146. — II. 871.
— ovalis *(Cke. et Harkn.) Sacc.* 147.
— parasitans *B. et K.* 147.
— Persicae *Ell. et Barthol.** 198.
— Pinastri *(Lév.) Sacc.* 147.
— rhoina *(Schw.) Starb.* 84.
— Rostrupii *Berl. et Vogl.* 147.
— sabalicola *Ell. et Carver** 198.
— Saccardiana *Speg.* 147.
— Salicis *Ell. et Barthol.** 198.
— sambucinum *Cke.* 147.
— Scirpi *Boy. et Jacz.* 146.
— sphaerosporum *Peck* 147.
— stictoides *Earle** 199.
— subglobosa *Cke.* 147.
Sphaeropsis tephrospora *B. et C.* 148.
— Tritici *Cke. et Mass.* 148.
— typhicola *Fautr. et Lamb.* 148.
— Ulmi *Karst.* 148.
Sphaerostilbe 25.
— hypocreoides *P. Henn.** 25, 199.
— longiasca *A. Möll.* 141.
Sphaerotheca Castagnei II, 370.
— gigantasca *(Sorok.)* II, 411.
— Humuli fuliginea *(Schl.) Salm.* 88.
— Mali *Burr.* II, 411.
— mors-uvae 12, 80, 82. — II, 809, 411.
— pannosa 78, 88.
— tomentosa *Otth* 12, 80, 82. — II, 411.
Sphaerozosma II, 124.
— Archeri II, 97.
Sphaerulina Maydis *P. Henn.** 26, 199.
— Pruni *Mc Alp.** 81, 199.
Sphedamnocarpus pruriens 689.
Sphenolobus *(Lindb.)* 249.
— argentinus *Steph.** 249, 262.
— exsectaeformis *(Breidl.) Steph.* 225.
— Hellerianus *(Nees) Steph.* 249.
— Kunzeanus *(Hüben.) Steph.* 249.
— laceratus *Steph.** 249, 262.
— Michauxii *(Web.) Steph.* 249.
— minutus *(Crantz) Steph.* 249.
— Pearcei *Steph.** 249, 262.
Sphenophyllales II, 701, 704, 771.
Sphenophyllum II, 681, 787, 762, 765.
— elongatum *Sterzel** II, 770.
— subtenerrinum *Nath.** II, 754.
Sphenopteridium Keilhaui *Nath.** II, 758.
Sphenopteris II, 788, 727, 768.
— acutidens *Hj. Möller** II, 758.
— alata *Sternbg.* II, 768.
— Blomstrandi *Heer* II, 758.
— divaricata II, 764.
— flexuosa *Mc Coy* II, 768.
— germana *Mc Coy* II, 788.
— Guyotii *Lesq.* II, 758.
— latifolia *Morr.* II, 768.
— microcladia *Sap.* II, 768.
— plumosa *Mc Coy* II, 733.
— polymorpha *Feist.* II, 788.
— scaberrima II, 767.
Sphenopus Ehrenbergii *Hausskn.* II, 149.
Sphenostylis holosericea *(Welw.) Harms* II, 178.
— Kerstingii *Harms** II, 178.
— marginata 560.
Sphagnaceae 221.
Sphagnocetis communis *Nees* 280.
Sphagnum 14, 226, 227, 233, 250, 251, 340, 441, 516, 611. — II, 733.
— acutifolium *Ehrh.* 458.
— annulatum *Lindb.** 215, 268.
— balticum *Russ.* 251.
— commutatum *Warnst.** 251, 268.
— compactum *DC.* 250.
— contortum *Limpr.* 250.
— crassicladum *Warnst.* 250.

Digitized by Google

hagnum cuspidatum *R. et W.* 250.
cymbifolium *Warnst.* 250.
- Dusenii 215.
fallax *Klinggr.* 251.
fimbriatum *Wils.* 250.
Garberi *Lesq. et Lam.* 251.
- Geheebii *Warnst.** 251, 268.
- grandirete *Warnst.** 235, 251, 268.
- Gravetii *Warnst.* 250.
- ikongöense *Warnst.** 285, 251, 268.
- inundatum *Russ.* 226.
- inundatum *Warnst.* 250.
- medium *Limpr.* 285.
- mendocinum 215.
- molluscum *Bruch* 250.
- obesum *Warnst.* 250.
- papillosum *Lindb.* 250.
- platyphyllum *(Sull.)* 224.
- pulchrum *Warnst.* 215, 250, 251.
- recurvum 227.
- — *var.* fallax *Klinggr.* 227.
- rigidum 218.
- rubellum *Wils.* 250.
- rufescens *Warnst.* 250.
- squarrosum *Crome* 458.
- squarrosum *Pers.* 250.
- subnitens *R. et W.* 250.
- subsecundum *Nees* 458.
- — *var.* inundatum *Russ.* 458.
- teres *Angstr.* 250.
- Torreyanum *Sull.* 250.
- trinitense *C. Müll.* 250.
Spicaria decumbens *Oud.** 199.
- silvatica *Oud.** 199.
- simplicissima *Oud.** 199.
- Smithii *Oud.** 199.
SpigeliaHumboldtiana 589.
Spilanthes americana 581.
- arnicoides 538.
Spilanthes stolonifera 588.
- urens 588.
Spinacia 864.
- oleracea 869. — II, 827. — P. 887.
Spinifex 840.
Spiraea 604, 618. — II, 807.
- Aruncus *L.* II, 206.
- astilboides 604. — II, 552.
- betulaeflora 459.
- chamaedryfolia 456.
- crenifolia 456.
- Douglasii 892.
- Filipendula 419.
- hypericifolia 488, 456.
- japonica 604.
- media 456, 501.
- opulifolia 468.
- planiflora 604.
- pubescens *Turcz.* 882, 490.
- salicifolia 501, 604.
- sorbifolia 892.
- trilobata × cantoniensis 638.
- Ulmaria *L.* II, 504.
- Vanhouttei *Briot* 688.
Spiranthes autumnalis 419.
- australis 502.
- cernua 508.
- gracilis 508.
- latifolia 508.
- praecox 508.
- Romanzoffiana 508.
- simplex 508.
Spirillum colossus *Errera** 286.
- parvum *Esmarch** 286.
- volutans 284.
Spirogyra II, 90, 92, 93, 100, 122, 128, 259.
- crassa *Kg.* II, 122.
- Fülleborni *Schmidle** II, 142.
- Goetzei *Schmidle** II, 142.
- polytaeniata II, 128.
- triformis II, 128.
Spirophyten II, 771.
Spirosoma 290.
Spirostachys olivascens *Spegazz.** II, 167.
Spirotaenieae II, 124.
Spirotaenium II, 128, 124.
Spirulina gigantea *Schmidle** II, 142.
- Gomontii *Gutw.** II, 142.
- Neumannii *Schmidle** II, 108, 142.
- princeps *West** II, 142.
Splachnobryum *C. Müll.* 240.
Spondias II, 58.
- dulcis 584. — II, 54.
Spondylosium compactum *West** II, 148.
Spongiopyrena *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
- cyanescens *v. Tiegh.** II, 191.
- (Spongopyrena) elongata *(Oliv.) v. Tiegh.** II, 191.
- reniformis *v. Tiegh.** II, 191.
- Staudtii *v. Tiegh.** II, 191.
Sporledera II, 448.
Sporobolus P. 161.
- airoides P. 106. — II, 898.
- asperifolius P. 106. — II, 198.
- bahamensis *Hack.** II, 150.
- brevifolius *(Nutt.) Merr.* II, 150.
- cuspidatus *Scribn.** II, 150. — P. 106, 198. — II, 398.
- depauperatus (?) *Scribn.** II, 150.
- domingensis 534.
- filiformis (*Thurb.*) *Rydb.* II, 150.
- gracilis (*Trin.*) *Merrill** II, 150.

Digitized by Google

Sporobolus gracillimus *Vasey** II, 150.
— ligularis *Hack.** II, 150.
— minutiflorus 534.
— patulus *Hack.** II, 150.
— Richardsonii (*Trinius*) *Merrill** II, 150.
— utilis P. 106, 193.
Sporocybe acicularis *Penz. et Sacc.** 199.
— apiculata *Penz. et Sacc.** 199.
— byssoides *Fr.* 17.
— epiphylla *Sacc.* 17.
— nigriceps *Peck* 17.
Sporocystis *Morg.* N. G. 181, 199.
— condita *Morg.** 181, 199.
Sporodesmium bogoriense *Penz. et Sacc.** 199.
— piriforme *Cda.* 40.
— putrefaciens *Fuck.* 6. — II, 877.
— subcuticulare *Mc Alp.** 82, 199.
Sporodinia argentinensis *Speg.** 199.
Sporonema *Desm.* 42.
Sporophlyctis *Serbinow* N. G. 96, 199.
— rostrata *Serbinow** 96, 199.
Sporormia fimetaria *De Not.* 18.
— intermedia *Awd.* 40.
— longipes *Mass. et Salm.* 18.
— minima *Awd.* 40.
— ovina *Sacc.* 18.
— pulchella *Hans.* 13.
Sporoschisma Tracyi *Earle** 199.
Sporotrichum 180.
— foliicola *Oud.** 199.
— globuliferum 188.
— laxum 48.
— radicicolum *A. Zimm.** 44, 199. — II, 365.
Spraguea pulchella *Eastwood** II, 199.
Spraguea umbellata 524.
Sprucella succida *Mitt.* 286.
Spumatoria longicollis *Mass. et Salm.* 18.
Stachybotryella *Ell. et Barthol.* N. G. 18, 199.
— repens *Ell. et Barthol.** 18, 199.
Stachybotrys alternans 48.
— atra II, 877.
Stachycarpus eocenica *Meunier** II, 752.
Stachylidium depauperatum *Maire et Sacc.** 199.
Stackhousia II, 810.
Stachyphrynium *K. Sch.* N. G. 650.
— cylindricum *(Ridl.) K. Sch.** II, 156.
— Griffithii (*Bak.*) *K. Sch.** II, 156.
— Jagorianum (*K. Koch.*) *K. Sch.** II, 156.
— latifolium (*Bl.*) *K. Sch.** II, 156.
— minus (*K. Sch.*) *K. Sch.** II, 156.
— spicatum (*Roxb.*) *K. Sch.** II, 156.
— sumatranum (*Miq.*) *K. Sch.** II, 156.
— zeylanicum (*Benth.*) *K. Sch.** II, 156.
Stachys 614, 618. — II, 506.
— affinis 499
— alpina *L.* 408, 406, 414. — II, 475.
— ambigua 485.
— annua 418.
— arvensis II, 488.
— baicalensis 502.
— dasyantha 487.
— flaccida *Eastwood** II, 281.
— grandidentata 580.
— maritima 487.
— palustris 397. — II, 800.
Stachys recta 419.
— silvatica 424, 456.
Stachytarpheta cayennensis 529, 589.
— indica *Vahl* II, 16.
— mutabilis 529.
Stadtmannia depressa *Fr. Allem.* II, 50.
Staganospora assans *Pass.* 199.
— biformis *Ell. et Barthol.** 199.
— Desmodii *Ell. et Ev.* 199.
— Diospyri *F. Tassi* 199.
— Rosae *Brun.* 199.
— Sambuci *Brun.* 199.
— Sciadophylli *F. Tassi* 199.
Staganosporella *F. Tassi* N. G. 182, 199.
— Sciadophylli (*F. Tassi*) *F. Tassi** 199.
Staganosporina *F. Tassi* N. G. 182, 199.
— assans (*Pass.*) *F. Tassi** 199.
— Desmodii (*Ell. et Ev.*) *F. Tassi** 199.
— Diospyri (*F. Tassi*) *F. Tassi** II, 199.
— Rosae (*Brun.*) *F. Tassi** 199.
— Sambuci (*Brun.*) *F. Tassi** 199.
Staganosporium ? platense *Speg.** 200.
Stagmatophora divitella *Cst.* II, 521.
Stamnaria americana *Massee et Morg.** 200.
Stanhopea II, 489, 491.
— Langlasseana *Cogn.** II, 160.
Stanleya arcuata *Rydb.** II, 170.
— canescens *Rydb.** II, 170.
Stapelia II, 810, 512.
— atrosanguinea *N. E. Br.** II, 218.

Digitized by Google

Stapelia bella *A. Berger** 660. — II, 218.
— incomparabilis *N. E. Br.** II, 218.
— maculosoides *N. E. Br.** II, 218.
— variegata II, 628.
Stapfia cylindrica *Chod.* II, 87.
Staphylea colchica 882.
— pinnata *L.* 418. — P. 175, 188.
Staphylococcus 284.
— pyogenes aureus 284, 824. — II, 627.
Statice 470, 612, 613, 614, 697.
— aurea 495.
— bellidifolia 470.
— densiflora *Guss.* 697.
— Gerardiana 470.
— Gerardiana × virgatà 470.
— Girardiana *Guss.* 697.
— Gmelini 457. — P. 107.
— Limonium 466, 508. — P. 107.
— — *var.* caroliniana 508.
— Limonium × rariflora 697.
— minuta 470.
— olaeifolia *Pourr.* 470.
— psiloclada *Boiss.* 484.
— rariflora 465.
— sinymbrifolia 489.
— Thonini 468.
— Tremolsii 468.
— virgata *W.* 470.
Staurastrum II, 106, 107, 124.
— acanthastrum *West** II, 148.
— acestrophorum *West** II, 148.
— amoenum × spetsbergense 480.
— approximatum *West** II, 148.
— biordinatum *West** II, 148.
Staurastrum brachiopronninens *Bohlin** 480.
— — *var.* Archerianum *Bohlin** 480.
— ceylanicum *West** II, 148.
— Chavesii *Bohlin** 480. — II, 148.
— columbetoides *West** II, 148.
— cosmarium *Bohlin** 480.
— cyclacanthum *West** II, 148.
— Freemanii *West** II, 148.
— Füllebornii *Schmidle* II, 148.
— giganteum *West* II, 148.
— heneratgodhense *West* II, 148.
— Ikapoae *Schmidle** II, 148.
— indentatum *West* II, 148.
— javanicum *Gutw.** II, 148.
— Kjellmanii 480.
— oxyacanthum *Arch.* 567.
— — *var.* patagonicum *Borge** 567.
— Raciborskii *Gutw.** II, 148.
— Ralfsii 480.
— — *var.* azoricum *Bohlin** 480.
— Reinschii II, 97.
— Submanfeldtii *West** II, 148.
— subparvulum *West** II, 148.
— subsaltans *West** II, 148.
— tauphorum *West* II, 148.
— triforcipatum *West* II, 148.
— villosum *West* II, 148.
— Wildemani *Gutw.* II, 148.
Staurastrum Zachariasii II, 94.
Staurogenia II, 90.
— cuneiformis *Schmidle** II, 148.
Stauroneis Balatonis *Pant.** II, 610.
— maeotica *Pant.** II, 610.
— gracilis *Sm.* II, 737.
Stauronella II, 600.
Staurostigma vermicida *Speg.** II, 145.
Stefaniella trinacria II, 527.
Stegia nitens *Penz. et Sacc.** 200.
Steironema ciliatum 508.
— lanceolatum 508.
Stella *Massee* 89.
Stellaria 612, 614, 615. — II, 489.
— chubutensis *Speg.** II, 166.
— crispa 524.
— decipiens II, 440.
— decumbens 492.
— dichotoma 456.
— Ewardssii 450.
— Frieseana 898.
— glauca 456.
— graminea 492. — P. 111. — II, 897.
— Holostea P. 115. — II, 895.
— humifusa 886. — II, 440.
— longipes 386, 459. — II, 440.
— media *Cyr.* 459, 489, 628. — II, 284, 821. — P. 111, 115, 121. — II, 895, 897, 404.
— f. apetala II, 321.
— neglecta 489.
— nemorum 418, 419, 424. — P. 111, 115. — II, 895, 897.
— pallida 408.
— subumbellata 492.

Digitized by Google

Stellaria uliginosa P. 111.
— umbrosa *Opiz* 467, 468.
— xanthospora *Chod. et Wilcz.** II, 166.
Stellera chamaejasme 457, 496.
Stemonitis 29. — P. 164.
— splendens 92.
— — *var.* flaccida 92.
Stemphyliopsis *A. L. Smith* N. G. 48.
— heterospora *A. L. Smith** 12, 48.
Stemphylium Allii *Oud.** 200.
— asperosporum *Cke. et Mass.* 40.
— Berlesii *Oud.** 200.
— copalinum *Ell. et Ev.** 200.
— Tabaci *Oud.** 200.
Stenachaenium megapotanicum 588.
— Riedelii 588.
Stenactis annua 482.
— bellidiflora.
Stenanthera gabonensis 658.
— hamata 658.
Stenocoryne Wendlandiana *Kzl.* II, 157.
— longifolia II, 797.
Stenolobium stans II, 49.
Stenomitrium *Mitt.* 240.
Stenopteris cretacea *Hollick** II, 744.
Stenopterobia hungarica *Pant.** II, 610.
Stenorrhacis Solmsi *Nath.** II, 754.
Stenorrhynchus Canteraei *Barb. Rodr.** II, 160.
— taquaremboensis *Barb. Rodr.** II, 160.
— venustus *Barb. Rodr.** II, 160.
Stenospermation Mathewsii 565.
Stenostephanus II, 212.
Stenuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
— Wrightii *v. Tiegh.** II, 191.
Stephania hernandiifolia 558.
Stephaniella II, 518.
Stephanodiscus II, 601, 608.
— Balatonis *Plant.** II, 610.
— Hantzschianus *Grun.* II, 596, 599.
— Pantocseki *Fricke** II, 610.
Stephanokontae II, 118.
Stephanolepis centaureoides *Sp. Moore* II, 228.
Stephanomeria cichoriacea P. 198.
Stephanopyxis II, 606.
Stephanospermum II, 762.
— akenioides II, 768.
Sterculia 556, 612.
— Chicha *St. Hil.* II, 49.
— Cola II, 14.
— platanifolia 499.
— quinqueloba 557.
— tragacantha 880. — II, 868.
— urens 616.
Sterculiaceae 540, 686, 709. — II, 207.
Stereodon 284.
— arcuatus 228.
— angustatus *Mitt.* 245.
— Bambergeri 220.
— brachytheciella *Broth. et Par.** 284.
— callichrous 220.
— canariensis 220.
— cupressiformis 220.
— hamulosus 220.
— Heufleri 220.
— imponens 220.
— incurvatus 220.
— Lindbergii 220.
— pinnatus *Broth. et Par.** 284, 259.
Stereodon planifrons *Broth. et Par.** 284, 259.
— polyanthos 220.
— ramulosus *Mitt.* 245.
— resupinatus 220.
— revolutus 220.
Stereophyllum Matoubae *Besch.** 259.
Stereospermum Arnoldianum 664.
Stereum 29, 85.
— aterrimum *Massee* 200.
— frustulosum 85.
— hirsutum *(Willd.) Fr.* 128. — II, 872.
— Huberianum *P. Henn.** 26, 200.
— illudens *Berk.* 24.
— melanopis *Sacc. et Syd.** 200.
— papyrinum *Mont.* 24.
— purpureum 84.
— quercinum *Potter** 84, 85, 200.
— rufum 8.
— rugosum *Fr.* II, 372.
Sterigmatocystis 45. — II, 861, 877.
— dubia *(B. et Br.) Sacc.* 40.
— nigra *v. Tiegh.* 12, 52, 55. — II, 860, 626.
Sternbergia Fischeriana 489.
Stevia affinis 588.
— Balansae 588.
— Benthamiana 580.
— Hassleriana *Chod.** II, 227.
— saturejifolia 588.
Stiburus Conrathii *Hack.** II, 150.
Stichococcus II, 115.
— bacillaris II, 91, 120, 256.
— scopulinus *Hazen** II, 148.
Sticta platyphylla P. 179.
Stictidaceae 14, 26, 28.
Stictis 25.

Digitized by Google

Stictis Moelleriana *H. Henn.** 25, 200.
— Maydis *P. Henn.** 26, 200.
Stigeoclonium *Kütz.* II, 114, 115, 116.
— (Myxonema) aestivale *Hazen** II, 148.
— attenuatum *Hazen** II, 148.
— farctum *Berth.* II, 115.
— — *var.* simplex *Fritsch** II, 115.
— glomeratum *Hazen** II, 148.
— nanum II, 116.
— stagnatile *Hazen** II, 148.
— thermale 480.
— ventricosum *Hazen** II, 148.
Stigmaria II, 770, 774, 751.
Stigmatea Grewiae *P. Henn.** 29, 200.
Stigmella Martagonis *Oud.* II, 874.
— Uleana *Sacc. et Syd.** 200.
Stigonema 480.
Stilbaceae 24, 26, 28. — II, 864.
Stilbella Heveae *A. Zimm.** 200.
— ? mesenterica *P. Henn.** 26, 200.
Stilbohypoxylon *P. Henn.* N. G. 25, 200.
— Mölleri *P. Henn.** 25, 200.
Stilbospora *Pers.* 42.
Stilbum candidulum *Penz. et Sacc.** 200.
— erythrocephalum *Ditm.* 40.
— fructigenum *Penz. et Sacc.** 200.
— leiopus *Ehrbg.* 12.
— longipes *Penz. et Sacc.** 200.
Stilbum macrosporum *Penz. et Sacc.** 200.
— minutulum *Penz. et Sacc.** 200.
— nanum *Massee* 44, 78. — II, 864.
— ochroleucum *Penz. et Sacc.** 200.
— pallidulum *Penz. et Sacc.** 200.
— parviceps *Penz. et Sacc.** 200.
— perexiguum *Penz. et Sacc.** 200.
— Ustulinae *Pat.** 24, 200.
Stilophora Lyngbyei II, 105.
Stipa 586. — II, 491. — P. 206.
— caespitosa P. 201.
— californica *Davy et Merrill** II, 150.
— capillata *L.* 845, 897, 406, 488. — II, 549.
— comata P. 20, 189, 204.
— eminens II, 150.
— — *var.* Andersonii *Vas.* 525, 646. — II, 150.
— filiculmis P. 161, 206.
— Hassei *Vas.** 525, 646. — II, 150.
— Hookeri 497.
— humilis P. 197.
— mongolica 497.
— orientalis 497.
— pennata *L.* 897, 488. — II, 549.
— purpurea 497.
— quadrifaria P. 147.
— Richardsonii P. 20.
— setigera P. 206.
— sibirica 497.
— Sodiroana *Hack.** II, 150.
— speciosa P. 152.
— tenacissima II, 885. — P. 180, 201.
— tirsa 488.
Stipitococcus Lauterbornii *Schmidle** 89, 148.
Stipitococcus urceolatus II, 89.
Stizolophus coronopifolius 440. — P. 198.
Stoebe kilimandscharica 559.
Stomatostemma *N. E. Br.* N. G. II, 218.
— Monteiroae *N. E. Br.** II, 218.
Stracheya tibetica 498.
Strasseria *Bres. et Sacc.* N. G. 16, 200.
— carpophila *Bres. et Sacc.** 200.
Stratiotes 612, 615. — II, 756, 757.
— aloides 472. — P. 182, 188, 197.
Streblacanthus macrophyllus *Lind.** II, 218.
Strelitzia angusta II, 444.
— reginae II, 444.
Streptanthus 528.
— campestris 525.
— gracilis *Eastwood** II, 170.
Streptobacillus 816.
Streptocalypta *C. Müll.* 289.
Streptocarpus 618, 620.
— Goetzei 560.
— Mahonii *Hook. fil.** 681. II, 280.
Streptococcus 272, 278, 274, 288, 290.
— citreus *Weiss** 820.
— maximus *Weiss** 820.
— mucosus *Howard* 289.
— pyogenes 291.
Streptonema II, 124.
Streptopogon *Wils.* 240.
Streptopus 409.
— amplexifolius 419.
Streptotheca maxima 571.
Streptothrix 824.
— farcinica 286.
— Forsteri 809.
Stricklandia II, 771.
Striga coccinea 707.

Digitized by Google

Striga Dewevrei 705.
Strobilanthes 617.
— gossypinus *T. Anders.* 542.
— parvibracteatus *C. B. Clarke** 544. — II, 218.
Strobylomyces pallescens *C. et M.* 126.
Stromanthe angustifolia 856.
— boliviana *K. Sch.** II, 156.
— confusa *K. Sch.** II, 156.
— Hjalmarssonii 855.
— lutea 856.
— papillosa 856.
— Porteana *O. Ktze.* 855. II, 156.
— Rothschuhii *K. Sch.** II, 156.
— sanguinea 855.
— Schottiana *Petersen* 855. — II, 156.
— Sellowiana *K. Sch.** II, 156.
— spectabilis 564.
— tonckat 856.
Strombosia 605.
Strongylomopsis *Speg.* N. G. II, 227.
— fuegiana *Spegazz.** II, 227.
Strophanthus *L.* 548, 659. — II, 12, 18, 18, 19, 20, 30, 47, 50, 54, 83, 876.
— Courmontii 555, 556.
— divaricatus II, 50.
— ecaudatus *Rolfe** II, 216.
— Eminii *Aschers. et Pax* 558. — II. 216.
— erythroleucus *Gilg** II, 216.
— Fischeri *Hartw.* II, 216.
— Gilletii 659.
— grandiflorus *(N. E. Br.) Gilg** II, 216.
— gratus *Franch.* II, 18, 19, 20.
— hispidus II, 18, 19.
Strophanthus holosericeus *Gilg** II, 216.
— Klainei 659.
— Kombe 555. — II, 19.
— minor *Pax* II, 18.
— mirabilis *Gilg** II, 216.
— Petersianus II, 216.
— Pierreanus 659.
— sarmentosus *DC.* II, 18, 18, 19, 216.
— — *var.* grandiflorus *Gilg* II, 216.
— — *var.* verrucosus *Pax* II, 216.
— Schlechteri *Gilg** II, 216.
— Sourabaya II, 50.
— Stuhlmannii *Pax** II, 216.
— Thierryanus *Gilg** II, 216.
— Thollonii II, 19.
— Verdickii 659.
— — *var.* latisepalus 659.
— verrucosus *Stpf.** II, 216.
— Welwitschii *K. Sch.* II, 216.
— Wildemanianus *Gilg** II, 216.
Stropharia coprinophila *Atk.** 200.
— merdaria 88.
Strophostyles helvola 516.
Struthiopteris germanica II, 726.
Strychnos 549, 618. — II, 14, 47, 825. — P. II, 894.
— Behrensiana *Busse et Gilg** 549. — II, 282.
— Engleri *Gilg** 549. — II, 282.
— euryphylla *Busse et Gilg** 549. — II, 282.
— Goetzei 549, 556.
— gracillima 688.
— — *var.* paucispinosa 688.
— innocua II, 824.
Strychnos megalocarpa *Busse et Gilg** 549. — II, 282.
— myrtoides *Busse et Gilg** 549. — II, 282.
— nux vomica II, 54.
— omphalocarpa *Busse et Gilg** 549. — II, 282.
— pungens 549, 556.
— quaqua 549.
— unguacha 559.
Sturmia Loeselii 406, 436.
Stychomyces Stilicolus *Thaxt.** 200.
Stylobates *Fr.* II, 405.
Stylocaulon scoparium 568.
Stylogyne 698.
— ambigua 858.
— ardisioides 858.
— brasiliensis 858.
— Braunii *Mez** 858. — II, 285.
— canaliculata 858.
— cauliflora 858.
— laevigata 358.
— laevis 858.
— lateriflora *(Sw.) Mez* 858. — II, 285.
— laxiflora 858.
— Lhotzkyana 858.
— longifolia 858.
— Martiana 858.
— micrantha 858.
— nigricans 858.
— orinocensis 858.
— ramiflora 858.
— Schomburgkiana 858.
— Smithiorum *Mez** II, 285.
— surinamensis 858.
— turbacensis 853.
Stylophorum diphyllum II, 61.
Stylostegium caespiticium *(Schwgr.) Br. eur.* 214.
Styracaceae 859, 685, 709. — II, 240.
Styrax caloneurus *Perk.** 709. — II, 241.

Digitized by Google

Styrax dasyanthus *Perk.** 709. — II, 241.
— davillifolius *Perk.** 709. — II, 241.
— hypochryseus *Perk.** 709. — II, 240.
— hypoglaucus *Perk.** 709. — II, 241.
— lasiocalyx *Perk.** 709. — II, 240.
— lauraceus *Perk.** 709. — II, 240.
— macranthus *Perk.** 709. — II, 241.
— macrothyrsus *Perk.** 709. — II, 241.
— micranthus *Perk.** 709. — II, 240.
— myristicifolius *Perk.** 709. — II, 240.
— Obakia P. 201.
— paralleloneurus *Perk.** 709. — II, 241.
— polyanthus *Perk.** 709. — II, 240.
— prunifolius *Perk.** 709. — II, 241.
— punctatus *J. Donn. Sm.* II, 240.
— Roraime *Perk.** 709. — II, 240. — P. 168.
— tarapotensis *Perk.** 709. — II, 240.
— Warscewiczii *Perk.** 709. — II, 240.
Stysanus difformis *Oud.** 200.
— fimetarius (*Karst.*) 40.
— Stemonites (*Pers.*) *Cda.* 40, 48, 87. — II, 877.
Suaeda depressa II, 167.
— divaricata 527.
— maritima P. 14.
— multiflora *Tour.* II, 167.
Subularia aquatica 461.
Succisa II, 482.
— inflexa 420.
— pratensis *Mnch.* 404. — II, 471, 488.
Suillus 29.
Suillus changensis *Rostr.** 29, 200.
— hygrophanus *Rostr.** 29, 200.
— velatus *Rostr.** 29, 200.
Suriraya II, 604.
— albaregiensis *Pant.** II, 610.
— Festetichii *Pant.** II, 610.
— gemma II, 597.
— maeotica *Pant.** II, 610.
— ovalis II, 599.
— ovata II, 604.
— Palffyi *Pant.** II, 610.
— Peisonis *Pant.** II, 610.
— Semseyi *Pant.** II, 610.
— signata *Pant.** II, 610.
— spiralis II, 602.
— Szechenyi *Pant.** II, 610.
Surirella II, 600.
Surirelloideae II, 600.
Suttonia 692.
— angustifolia 858.
— chathamica 858.
— divaricata 858.
— kauaiensis 858.
— lanaiensis 858.
— Lessertiana 858.
— montana 858.
— novazelandensis 858.
— nummularia 858.
— sandwicensis 858.
— tenuifolia 858.
Swartzia P. 181.
— madagascariensis 559.
— myrtifolia 532.
Sweetia II, 178.
Sweertia curtioides 560.
— kilimandscharica 560.
— perennis 899, 414, 482.
— Welwitschii 560.
Swietenia II, 55.
— Mahagoni II, 785, 861, 881.
Swietenioideae 552.
Symbryon tetrastachyum *Gris.* II, 197.
Sympetalodiplostemoneae 687.
Symphonia clusioides II, 826.
Symphoricarpus *Juss.* II, 448.
— occidentalis II, 449. — P. 201.
— oreophilus 667.
— Parishii 524, 525.
— racemosus II, 449.
— symphoricarpus II, 449.
— vulgaris 514.
Symphyandra Wanneri *Heuff.* II, 551.
Symphytum asperrimum 515, 628.
— foliosum *Rehm.* II, 220.
— nodosum *Schur** II, 220.
— officinale 629, 680. — II, 499. — P. II, 402.
— orientale *L.* II, 280.
— tuberosum 408, 406. — II, 481, 648.
Symploca Yappii *G. S. West** II, 95, 148.
Synadenium spinescens 558.
Syncephalis intermedia *v. Tiegh.* 40.
Synchytrium Anemones 94.
— anomalum *Schroet.* 84.
— aureum *Schroet.* 84.
— globosum *Schroet.* 84.
— Mercurialis (*Lib.*) *Fuck.* II, 871.
— Phegopteridis *Juel* 84.
— Taraxaci 98.
— Trifolii *Pass.* 94. — II, 887.
Synedra II, 752.
— acus II, 599.
— Balatonis *Pant.** II, 610.
— delicatissima II, 599, 604.
— Hennedyana II, 597.
— holsatica II, 608.
— longissima II, 604.

Digitized by Google

Synedra maeotica *Pant.** II, 610.
— rostrata *Pant.** II, 610.
— tenuis *Kütz.* II, 787.
— Ulna *Ehrh.* II, 599, 602, 787.
— — *var.* longissima II, 602.
Synedrella nodiflora 588.
Syneilesis aconitifolia 501.
Synergus incrassatus *Htg.* II, 552.
— semisulcatus *Kieff.** II, 545.
Synthyris flavescens *Aven Nelson** II, 289.
— schizantha *Piper** II, 289.
Syphilisbacillus 828.
Syphonostegia chinensis 501.
Syracosphaera *Lohmann* N. G. II, 148.
— dentata *Lohmann** II, 148.
— mediterranea *Lohmann** II, 148.
— pulchra *Lohmann** II, 148.
— robusta *Lohmann** II, 148.
— spinosa *Lohmann** II, 148.
— tenuis *Lohmann** II, 148.
Syracosphaerineae II, 127.
Syringa 610, 618. — P. 87.
— vulgaris 508. — II, 499, 784, 791.
Syrrhopodon Gardneri *(Hook) Schwgr.* 246.
— Gaudichaudi *Mont.* 241.
— glaucophyllus *R. C.* 285.
— hispido-costatus 285.
— horridulus *Fl.** 258, 259.
— piriformis *C. Müll.* 241.
— pomiformis *(Hook.) Hpe.* 241.
Syrrhopodon tjibodensis *Fl.** 258, 259.
— undulatus *C. Müll.* 241.
Syzygiella *Spruce* 250.
— mucronata *Steph.** 250, 262.
— setulosa *Steph.** 250, 262.
— virescens *Steph.** 250, 262.
Syzygium cleyerifolium *(Yatabe) Mak.** II, 182.
— guineense 559.
— neriifolium *Becc.** II, 182.

Tabellaria II, 598.
— fenestrata II, 602, 604.
— — *var.* intermedia II, 602, 604.
— flocculosa II, 599.
Tabellarioideae II, 600.
Tabernaemontana 878. — II, 22, 47, 218, 214, 898, 894.
— amygdalifolia *Jacq.* II, 898.
— angolensis *Stpf.* II, 214, 892.
— brachyantha *Stpf.* II, 214.
— contorta *Stapf.* II, 214.
— coronaria *Willd.* II, 214.
— crassa *Benth.* II, 214.
— crassa *Cumm.* II, 214.
— crispiflora *K. Sch.* II, 214.
— Donnell-Smithii II, 55, 898, 894.
— durissima *Stpf.* II, 214.
— eglandulosa *Stpf.* II, 214.
— elegans *Stpf.* II, 214.
— erythrophthalma *K. Sch.* II, 218.
— grandiflora *Jacq.* II, 898.
— Holstii *K. Sch.* II, 214.
— inaequalis *Pierre* II, 218.
Tabernaemontana Jollyana *Pierre* II, 214.
— laeta *Mart.* II, 898.
— montana II, 898.
— pachysiphon *Stpf.* II, 214.
— penduliflora *K. Sch.* II, 214.
— Smithii *Stpf.* II, 214.
— Stapfiana *Britt.* II, 214.
— stenosiphon *Stpf.* II, 214.
— subsessilis *Benth.* II, 218.
— thomeensis *Warb.* II, 892.
— Thonneri *Wild. et Dur.* II, 214.
— usambarensis *K. Sch.* II, 214.
— ventricosa *Britten* II, 214.
— Volkensii *K. Sch.* II, 216.
Tabernanthe albiflora *Stpf.** II, 216.
— bocca *Stpf.** II, 216.
— iboga *Oliv.* II, 14, 216.
— Mannii *Stpf.** II, 216.
— subsessilis *Stpf.** II, 216.
Tacazzea africana *N. E. Br.* II, 217.
— rosmarinifolia *(Dcne.) N. E. Br.** II, 218.
— volubilis *(Schlecht.) N. E. Br.** II, 218.
Tacca costata II, 784.
— crista II, 798.
— pinnatifida II, 827.
Taccaceae 613, 655. — II, 291.
Tacsonia glaberrima 529.
— manicata 529.
Taenidium II, 131.
Taeniophora *Karst.* 42.
Taeniopteris II, 751.
— orovillensis *Font.* II, 758.

Digitized by Google

Taeniopteris plumosa *Dawson* II, 758.
— vittata II, 768.
Tagetes glandulifer 896.
— minuta 588.
— patula P. 144.
Talisia cerasina *Radlk.* II, 50.
— esculenta *Radlk.* II, 50.
— intermedia *Radlk.* II, 50.
Tamarindus 556. — II, 828.
— indica 538, 548. — II, 826.
— Ruffia II, 826.
Tamarix 614. — II, 518, 557, 584.
— africana *Poir.* II, 541, 566.
— anglica P. 151.
— gallica *L.* 849, 520, 528, 568, 588, 586.
— — *subspec.* canariensis *Willd.* II, 568.
— Meyeri 489.
— Pallasii *Desf.* II, 561.
— tetrandra *Pall.* II, 529.
Tamus communis 604, 648.
Tanacetum P. 192.
— Balsamita P. II, 897.
— boreale 501.
— fruticulosum 494.
— gracile 494.
— sibiricum 501.
— tibeticum 494.
— vulgare *L.* II, 64. — P. 108.
Tanghinia venenata II, 827.
Tapeinosperma amplexicaule *Mez** II, 286.
— babucense *Mez** II, 235.
— capitatum (*A. Gr.*) *Mez* 352. — II, 285.
— clavatum *Mez** II, 285.
— clethroides *Mez** II, 286.
— deflexum *Mez** II, 286.
Tapeinosperma Flückigeri (*F. v. Muell.*) *Mez* 852. — II, 286.
— gracile *Mez** II, 286.
— grande (*Seem.*) *Mez* 852. — II, 285.
— Hornei *Mez** II, 285.
— Lécardii *Mez** II, 286.
— Lenormandii *Mez** 852. — II, 286.
— megalophyllum *Hemsl.* 852. — II, 285.
— nectandroides *Mez** II, 286.
— oblongifolium *Mez** II, 286.
— Pancheri *Mez** II, 286.
— pauciflorum *Mez** II, 286.
— psaladense *Mez** 852. — II, 286.
— pseudojambosa (*F. v. Muell.*) *Mez* 852. — II, 286.
— robustum *Mez** II, 286.
— scrobiculatum (*Seem.*) *Mez* 352. — II, 286.
— sessilifolium *Mez** II, 286.
— tenue *Mez** II, 286.
— vestitum *Mez** II, 285.
— Vieillardii *Mez** II, 286.
— wayapense *Mez** II, 286.
Tapesia albo-maculans *Rehm* 168.
— derelicta *Morg.** 201.
— succinea *Rehm* 168.
Taphridium *Lagh. et Juel* N. G. 98, 201.
— algeriense *Juel** 93, 201.
— umbelliferarum (*Rostr.*) *Lagh.** 85, 98, 201.
Taphrina 108. — II, 408.
— aurea (*Pers.*) *Fr.* II, 871, 873.
— carnea *Johans.* 85.
— Tonduziana *P. Henn.** 201.
— Umbelliferarum *Rostr.* 98, 201.
Tapistra 542, 545.
— grandis *Ridl.* 542.
Taraxacum 461, 612, 625. — II, 482, 488, 784, 798.
— bicolor 494, 501.
— ceratophorum P. 98.
— Chamissonis 461.
— corniculatum P. 98.
— crepidiforme P. 94.
— dumetorum 461.
— erythrospermum 461, 507. — P. 98.
— gymnanthum P. 94.
— laevigatum 427.
— lanceolatum 494.
— leptocephalum P. 98.
— lucorum 461.
— officinale *Web.* 864, 484, 440, 457, 459, 494, 507, 581. — II, 499, 586, 618, 798. — P. 98, 114. — II, 400, 408.
— — *var.* palustre *Blytt* 507.
— obovatum 481.
— ovinum 461.
— palustre *DC.* 494, 507, 672. — II, 440. — P. 98.
— phymatocarpum *Vahl* II, 440, 659.
— rupestre 461.
— serotinum 489.
Targionia hypophylla 210.
Tarsonemus II, 549.
— Canestrinii *Massal.* II, 549.
— culmicolus *Reut.* II, 549.
— Oryzae *Targ.-Tozz.* II, 549.
Taxaceae 640.
Taxilejeunea Urbani *Steph.** 262.
Taxithelium hirtellum *Par. et Ren.** 235, 259.
—(?) thelidiellum *Besch.** 259.
Taxodium II, 759.

Digitized by Google

Taxodium distichum 845, 849, 640. — II, 144, 750.
— distichum miocenum *Heer* II, 758.
— imbricarium *Harper** 144.
Taxoxylon Philpii *Shirley** II, 768.
Taxus 849. — II, 737. — P. II, 878.
— baccata *L.* 405, 419, 592. — II, 586, 591, 668, 669, 737. — P. 151.
Teclea 548.
— Engleriana *Wildem.** 708. — II, 205.
— salicifolia *Engl.** II, 205.
— Zenkeri *Engl.** II, 205.
Tecoma II, 448.
— capensis II, 448.
— grandiflora II, 442.
— jasminoides II, 448.
— mollis P. 190.
— radicans II, 442.
— stans II, 448.
Tectaria *Cav.* II, 717.
Tectona II, 55.
— grandis 841.
Teesdalea nudicaulis 414.
Teichospora fulgurata *Ell. et Ev.* 83.
— xenochaeta *Penz. et Sacc.** 201.
Telamonia 20.
Telaranea *Spruce* 248.
— bicruris *(Steph.) Howe** 248, 262.
— chaetophylla *Spr.** 248.
— nematodes *(Gottsche) Howe* 248, 268.
— nematodes Antillanum (*Besch. et Spr.*) 248.
— nematodes longifolia *Howe* 248.
Telekia speciosa 439.
Telfairea pedata *Hook. f.* 557. — II, 880.
Telimena Erythrinae *Racib.* 44. — II, 864.
Templetonia *R. Br.* 687.
Tephritis eluta *Meig.* II, 568.
Tephrosia 687. — II, 47.
— apollinea *Del.* II, 561.
— Clementii *Skan** 685. — II, 178.
— curvata 685.
— Kindu 685.
— mossambicensis *Schz.** II, 178.
— paucijuga 561.
— persica *Boiss.* II, 561.
— retamoides (*Bak.*) *Soler.* 687. — II, 177.
— Vogelii 558, 556.
Tephrospermum altaicum 456.
Teramnus labialis 584.
Teras ferrugana *Tr.* II, 568.
Terebinthaceae 890. — II, 16.
Terebinthina laricina II, 81.
Terfezia Boudieri *Chat.* 99.
— transcaucasica *Tichom.* 99.
Terminalia II, 827.
— avicennioides II, 828.
— Baumii P. 188.
Ternstroemiaceae II, 207.
Tessaria integrifolia 588.
Tesselina pyramidata *(Raddi) Dum.* 287.
Testicularia 104.
Testudinaria elephantipes II, 470.
Tetanusbacillus 295.
Tetmemorus II, 95, 124.
Tetracera 550.
— alnifolia 550.
— Boiviniana 550.
— Bussei *Gilg** II, 170.
— Dinklagei *Gilg** II, 171.
— fragrans *Wild. et Dur.** II, 171.
— littoralis *Gilg** II, 170.
— Marquesii *Gilg** II, 170.
— masuiana *Wild. et Dur.** 550. — II, 171.
Tetracera obtusata *Pl.** II, 170.
— podotricha *Gilg** II, 171.
— Poggei 550.
— potatoria *Afzel.* 550. — II, 170.
— rosiflora *Gilg** II, 170.
— strigillosa *Gilg.** II, 170.
— Stuhlmanniana 550.
Tetrachondra *Petrie* 563, 707.
— Hamiltonii 568, 707.
Tetracladium Marchalianum *Wild.* 96.
Tetracoccus II, 90.
— nimbatus *Wild.* II, 121.
— Wildemanni *Schm.* II, 121.
Tetracoscinodon *R. Br.* 240.
Tetracrium *P. Henn.* N. G. 26, 201.
— Aurantii *P. Henn.** 26, 201.
Tetragastris *Gärtn.* II, 70.
Tetraglochin stricta 528.
Tetragonia Ameghinoi *Speg.** II, 164, 167.
Tetragonolobus purpureus 489.
Tetraneura alba *Ratzb.* II, 588.
— Derbesi *Lichtenst.* II, 526.
— follicularia *Pass.* II, 526.
— Riccobonii *Dest.* II, 526.
— rubra *Licht.* II, 588.
— semilunaria *Pass.* II, 526, 578.
— ulmi *Kaltenb.* II, 547, 588.
— utricularia *Pass.* II, 526, 578.
Tetraneuris acaulis 688.
Tetranthera salicifolia *Becc.** II, 178.
Tetranychus *Duf.* II, 538.

Digitized by Google

Tetraperone *Urb.* N. G. II, 224, 227.
— bellioides *Urb.** II, 227.
Tetraphis pellucida 217.
Tetrapleura Thonninghii *Benth.* 619.
Tetraplodon pallidus *Hagen* 215.
— urceolatus *Br. eur.* 215, 449.
— Wormskjoldii *Lindb.* 215, 221.
Tetrapteris adenoloma *Skottsbg.** 587.
Tetraspora II, 90.
— fuscescens *A. Br.* II, 89.
Tetrasporineae II, 113.
Tetrasporopsis *Lemm.* II, 89.
— fuscescens *(A. Br.) Lemm.* II, 89.
Tetrardisia *Mez* N. G. 693. — II, 286.
— denticulata *(Bl.) Mez** II, 286.
Tetratheca ericifolia *Sm.* 710.
Tetruratea *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
— Selloi *(Pl.) v. Tiegh.** II, 191.
Teucrium II, 506.
— Boissieri 479.
— Botrys *L.* 418. — II, 475. — P. 84.
— Chamaedrys 411.
— fragile 479.
— — *var.* Schmitzii 479.
— Goetzei 558.
— Polium *L.* 486, 481, 482. — II, 588. — P. 190.
— — *var.* atlanticum 481.
— Scordium 465.
— Scorodonia *L.* 405, 411, 419. — II, 586, 553, 583.
Thalassia 568.
Thalassiophyllum II, 110.
Thalassiosira II, 598, 603, 606.
Thalassiosira Aurivillii 571.
— gravida II, 605.
— hyalina II, 605.
— Nordenskiöldii II, 605.
Thalassiothrix II, 606.
— longissima II, 605.
— nitzschioides II, 608.
Thalia Andersonii *K. Sch.** II, 157.
— angustifolia *Peters.* II, 157.
— dealbata 856.
— densibracteata 856.
— geniculata 856.
— hexantha *Poepp. et Endl.* II, 155.
— multiflora 856.
— Pavonii 856.
— Peterseniana *K. Sch.** II, 157.
— unilateralis *Poepp. et Endl.* II, 155.
Thalianthus macropus *Kl.* II, 156.
Thalictrum 612, 618.
— alpinum 458, 459, 491.
— amplissimum *Lév.** II, 201.
— aquilegifolium 408, 409.
— coreanum *Lév.** II, 201.
— Fendleri platycarpum 524.
— flexuosum 401.
— foetidum 456.
— grandisepalum *Lév.** II, 200.
— Kochii 262.
— minus 456.
— purpurascens 608. — II, 268, 306, 494.
Thamnidium elegans II, 877.
Thamniella porotrichoides *Besch.* 245.
— subarbuscula *C. Müll.* 245.
— subporotrichoides *Broth. et Geh.* 245.
Thamnium *Schpr.* 284, 242.
— — *sect.* Camptolepis 242.
— — *sect.* Eu-Thamnium 242.
— — *sect.* Lembophyllum 242.
— — *sect.* Porotrichum 242.
— africanum *(Welw. et Duby) Kindb.* 248.
— afrum *C. Müll.* 244.
— alopecuroides *(Hook.) Kindb.* 244.
— alopecurum (*L.*) 219, 248, 245.
— ambiguum *(Bosch. et Lac.) Kindb.* 244.
— anacamptolepis *(C. Müll.) Kindb.* 244
— angustifolium *Holt* 248.
— Arbuscula *(Smith) Kindb.* 245.
— arbusculans *(C. Müll.) Kindb.* 248.
— arbusculosum *C. Müll.* 248.
— australe *S. O. Lindb.* 248.
— Beckettii (*Broth.*) *Kindb.* 245.
— Bigelowii *(Sull.) Kindb.* 248.
— Biondii *C. Müll.* 248.
— bolivianum (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— borbonicum *Kindb.** 259.
— Braunii *(Broth.) Kindb.* 244.
— caesium *(Mitt.) Kindb.* 244.
— caldense (*S. O. Lindb.*) *Kindb.* 244.
— campylocladum *C. Müll.* 248.
— canariense *Ren. et Card.** 286, 245, 259.
— caucasicum *Kindb.** 248, 259.

Digitized by Google

Thamnium caudatum (*Broth.*) *Kindb.* 244.
—Chauveti(*C.Müll.*)*Kindb.* 244.
— chlaropteris (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— comorense (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— — *subspec.* corticola (*Broth.*) *Kindb.* 244.
— complanatum *Schpr.* 244.
— curvato-comosum *C. Müll.* 245.
— cyclophyllum (*C. Müll.*) *Kindb.* 243.
— decompositum (*Brid.*) *Kindb.* 248.
— decumbens *Besch.* 248.
— deflexulum *C. Müll.* 245.
— deflexum (*Wils.*)*Kindb.* 245.
— dendrocladum (*C.Müll.*) *Kindb.* 245.
— dendroides (*W.J.Hook.*) *Kindb.* 248.
— denticulatum (*Mitt.*) *Kindb.* 244.
— Duthiellae *C. Müll.* 248.
— elegantissimum (*Mitt.*) *Kindb.* 244.
— ellipticum(*Bosch.et Lac.*) *Kindb.* 244, 258.
— elongatum (*Welw. et Duby*) *Kindb.* 245.
— Engleri (*Broth.*) *Kindb.* 244.
— eurydictyon *Kindb.** 245, 259.
—excavatum(*Tayl.*)*Kindb.* 245.
— exiguum (*Bosch.et Lac.*) *Kindb.* 244.
— expansum(*Tayl.*)*Kindb.* 244.
— explanatum (*Mitt.*) *Kindb.* 248.
—fasciculatum(*Sw.*)*Kindb.* 243.
Thamnium Fauriei *Broth. et Par.** 259.
— Ferriei *C. Müll.* 248.
— filiferum (*Mitt.*) *Kindb.* 244.
— flabellatum(*Sm.*)*Kindb.* 248.
— flagellare *Angstr.* 248.
— flagellare (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— flagellatum *C. Müll.* 248.
— flagelliferum (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— flagelluliferum (*Broth.*) *Kindb.* 245.
— flavidulum (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— fluviaticum *C. Müll.* 244.
— fruticosum(*Mitt.*)*Kindb.* 248.
—Geheebii(*C.Müll.*)*Kindb.* 248.
— gracile (*Hook. et Wils.*) *Kindb.* 245.
— Graeffeanum *C. Müll.* 244.
— grandidens (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— gymnopodum (*Tayl.*) *Kindb.* 244.
— Holzingeri *Ren. et Card.* 245.
— homalioides (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— Hookeri (*Mitt.*) *Kindb.* 248.
— javanicum (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— Krausei (*Lor. et Hpe.*) *Kindb.* 244.
— Kühlii (*Bosch. et Lac.*) *Kindb.* 244.
— Kurzii (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— lancifrons (*Hpe.*)*Kindb.* 244.
— latidens *C. Müll.* 244.
— latifolium *Bosch. et Lac.* 248.
Thamnium Laurentii(*Ren. et Card.*) *Kind.* 245.
— laxum (*Bosch. et Lac.*) *Kindb.* 244.
— Leibergii *E. G. Britt.* 248.
— Leichhardti (*Hpe. et C. Müll.*) *Kindb.* 245.
— leptopteris *C. Müll.* 244.
— leucocaulon (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— liguliferum*Bosch.et Lac.* 244.
— lombrophyllaceum *C. Müll.* 248.
— longirostre (*Hook.*) *Kindb.* 248.
— loriforme *Bosch. et Lac.* 248.
— madagassum (*Kiaer*) *Kindb.* 244.
— maderense *Kindb.** 248, 259.
— mahahaicum (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— Makinoi (*Broth.*) *Kindb.* 244.
— mattogrossense *Broth.* 248.
— mexicanum (*Schpr.*) *Kindb.* 248.
— micro-alopecurum *Kindb.* 248.
— microthamnium (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— minus (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— Molleri *C. Müll.* 286.
— molliculum (*Broth.*) *Kindb.* 248.
—Morokae(*C.Müll.*)*Kindb.* 245.
— mucronatum (*Bosch. et Lac.*) *Kindb.* 244.
— natalense (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— — *subspec.* anisopleuron (*Broth.*) *Kindb.* 244.
— — *subspec.* borbonicum *Kindb.* 244.

Digitized by Google

Thamnium Naumanni (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— neckeraeforme (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— neckeroides (*Hook.*) *Kindb.* 248.
— Novae-Walesiae (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— obtuso-fasciculatum *C. Müll.* 248.
— pandum (*Hook. et Wils.*) *Kindb.* 248.
— Pechuelii (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— pennaeforme (*Hornsch.*) *Kindb.* 244.
— pennaefrondeum (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— perpumilum (*C. Müll.*) *Kindb.* 245.
— perpusillum *C. Müll.* 241.
— piniforme (*Brid.*) *Kindb.* 244.
— Pittieri (*Ren. et Card.*) *Kindb.* 244.
— plagiorhynchum (*Ren. et Card.*) *Kindb.* 248.
— plicatulum *Lac.* 248.
— plicatulum (*Mitt.*) *Kindb.* 245.
— profusum *C. Müll.* 244.
— pseudo-neckeroides *Kindb.** 248, 259.
— pumilum (*Hook. et Wils.*) *Kindb.* 248.
— punctulatum (*C. Müll. et P. Dusén*) *Kindb.* 245.
— pusillum (*Bosch. et Lac.*) *Kindb.* 245.
— Quintasii (*Broth.*) *Kindb.* 245.
— ramulosum (*Mitt.*) *Kindb.* 245.
— ramosissimum (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— riograndense *C. Müll.* 248.
— Rodriguezii *C. Müll.* 244.
Thamnium rotundifrondeum (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— ruficaule (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— Sandei *Besch.* 248.
— scaposum (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— scariosum *Broth.* 244.
— scoposiforme *Kindb.** 248, 259.
— serpenticaule *C. Müll.* 244.
— sparsiflorum (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— spurio-deflexum (*C. Müll.*) *Kindb.* 245.
— subfasciculatum *C. Müll.* 248.
— subneckeroides *Geheeb* 248.
— subpennaeforme (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— subserratum *Hook.* 248.
— substriatum (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— superbum (*Tayl.*) *Kindb.* 248.
— suspectum *C. Müll.* 244.
— tamariscinum (*Hpe.*) *Kindb.* 244.
— Thielei (*C. Müll.*) *Kindb.* 244.
— thyrsoides *C. Müll.* 248.
— Toccoae (*S. et L.*) *Kindb.* 241, 245.
— vagum (*Hornsch.*) *Kindb.* 245.
— Valdiviae (*C. Müll.*) *Kindb.* 248.
— valdivicum *C. Müll.* 248.
— variabile (*Hpe.*) *Kindb.* 248.
— Yokohamae *C. Müll.* 248.
Thamnocalamus *Munro* 645.
Thamocladus *White* N. G. II, 779.
Thamocladus Clarkei *White** II, 779.
Thamnolia vermicularis 447.
Thamnomyces 25.
Thamnurgus Kaltenbachii *Bach.* II, 588.
Thapsia garganica 489.
Thaumatococcus 650.
Thea II, 48, 858. — P. 44, 78, 82, 146. — II, 367, 868, 408.
— assamica II, 58.
— chinensis II, 58. — P. II, 868, 864.
— viridis P. II, 868.
Theaceae 709.
Thecaphora 104.
— mexicana *Ell. et Ev.** 201.
Thekopsora areolata (*Fr.*) *P. Magn.* 119.
— Padi 111. — II, 897.
— Rubiae (*Diet.*) *Kom.* 110.
Thelanthera gomphrenoides 527.
Thelebolus stercoreus *Zuk.* 12, 40.
Thelephora 22.
— anthocephala *Bull.* 8.
— candida (*Schw.*) *Fr.* 202.
— exigua *Peck** 201.
— galactina 85.
— komabensis *P. Henn.** 201.
— pallida *Schw.* 122.
— Schweinitzii *Peck* 122, 202.
— vitellina *Plowr.* 18.
Thelephoraceae 11, 12, 14, 16, 28, 24, 26, 28, 80. — II, 868, 864.
Thelespermum formosum *Greene** II, 227.
Thelygonum Cynocrambe *L.* 484.
Thelymitra stenopetala II, 489.
— uniflora II, 489.

Digitized by Google

Thelypodium macropetalum *Rydb.** II, 170.
— utahense *Rydb.** II, 170.
Theobroma 618. — P. 868.
— bicolor II, 851.
— Cacao 538. — II, 18, 14, 17, 58, 850. — P. 44, 145, 194, 195. — II, 852, 858.
— Kalagua *Wild.* II, 81.
Theophrasta cubensis *Radlk.* II, 241.
— longifolia *Jacq.* II, 241.
Theophrastaceae 692, 709.
Thermobacterium aceti *Zeidl.* 298, 809.
Thermomyces 298.
Thermopsis II, 486.
— arenaria P. 144.
— inflata 498.
— lanceolata 498.
Thermostreptothrix 298.
Thesium 624.
— alpinum 407.
— divaricatum P. 8.
— ebracteatum 899.
— Goetzeanum 559.
— longifolium 502.
— pratense 408.
— ramosum 481.
— repens 456.
— refractum 502.
— rungwense 561.
— unyikense 559.
Thespesia populnea II, 883.
Thevetia nereifolia *Juss.* II, 864.
Thibaudia grandiflora 679.
Thielavia basicola *Zopf* II, 878, 858.
Thielaviopsis II, 896.
— ethaceticus II, 417.
Thiemea *C. Müll.* 246.
— Hampeana *C. Müll.* 246.
Thinnfeldia II, 789, 744.
— odontopteroides (*Mov.*) II, 733.
Thiolliera 546.
— artensis *Moutrouz.* II, 238.
Thiothrix tenuis 298.
Thladiantha dubia 892, 502. — II, 510.
Thlaspi 849, 429, 676. — P. II, 887.
— alpestre 416.
— alpinum *Crtz.* 676.
— arvense II, 547.
— ceratocarpum P. 185.
— chionophilum *Speg.** II, 170.
— cochleariforme *Nutt.* II, 170.
— glaucophyllum 566.
— Goeringense *Hal.* 676.
— Kerneri *Hut.* 676.
— montanum *L.* 428, 429, 676. — II, 451.
— Nuttallii *Rydb.** II, 170.
— perfoliatum 418. — II, 546.
— praecox *Wulf.* 428, 676.
— rotundifolium *Gaud.* II, 451.
— umbrosum *Waisbecker* 676.
Thomassetia seychellana *Hemsl.** 704, 709. — II, 207.
Thrincia nudicaulis P. 189.
— tuberosa II, 287.
Thuarea sarmentosa *Pers.* 620. — II, 492, 493.
Thuidium 284.
— abietinum 219, 227.
— — *f.* viridis *Mat.** 227.
— Bandaiense *Broth. et Par.** 284, 259.
— delicatulum 219.
— filiferum *Welw. et Duby* 224.
— histricosum *Mitt.* 281.
— microphyllum *(Sw.) Best* 282.
— Philiberti *Limpr.* 215, 229.
Thuidium Philiberti *var.* piliferum *Röll** 229.
— pycnangiellum *C. Müll.* 286.
— subcaphillatum *Broth. et Par.** 284, 259.
— subscissum *C. Müll.* 285.
— trachynoton *Ren. et Par.** 285, 259.
Thuja II, 426.
— occidentalis II, 688.
— orientalis II, 287.
Thujites callitrina *Ung.* II, 769.
Thujopsis massiliensis *Sap.* II, 750.
Thunbergia argentea 559.
— glaberrima *Lind.** II, 218.
— glandulifera *Lind.** II, 218.
— grandiflora 580.
— lamellata 560.
— lancifolia 558.
— Michelana 656.
— nidulans *Lind.** II, 218.
— nymphaeifolia *Lind.** II, 218.
— pratensis *Lind.** II, 218.
— proxima 656.
— schimbensis *Spenc. Moore** II, 218.
— stelligera *Lind.** II, 213.
— Verdickii 656.
— Vossiana 656.
Thunia Marschalliana II, 818.
Thuretella II, 129.
— Schousboei II, 129.
Thylacospermum rupifragum 492.
Thymelaeaceae 615, 709. — II, 207, 280.
Thymelaeinae 890.
Thymus 483, 616. — P. II, 397.
— algeriensis 481.

Digitized by Google

Thymus caespitius 479.
— — *var.* macranthus 479.
— Chamaedrys P. II, 397.
— humifusus P. II, 397.
— mastichina *L.* II, 588.
— pannonicus P. II, 397.
— Serpyllum *L.* II, 471, 588.
— Skorpilii *Velen.** II, 281.
— villosus *L.* II, 588.
Thyridaria incrustans *Sacc.* II, 872.
— Sebillei *Sacc. et Flag.** 201.
Thyridium platense *Speg.** 201.
Thyrsidium *Mont.* 42.
Thyrsopteris II, 700, 754.
Thysanolejeunea 235.
Thysselinum palustre P. II, 899.
Tibouchina Andreana 529.
— ciliaris 529.
— galeacea 529.
— grossa 529.
— lepidota 529.
Tigridia II, 498.
Tilachlidium humicola *Oud.** 201.
— proliferum *Oud.** 201.
— racemosum *Oud.** 201.
Tilia 618, 614, 618. — II, 299, 491, 547, 780. — P. 149. — II, 878.
— cordata 456. — II, 865.
— — *var.* sibirica 456.
— eburnea *Ashe** II, 207.
— heterophylla 505.
— platyphylla II, 499, 518.
— ulmifolia P. 150, 176, 184, 187.
— Weedii *Knowlt.** II, 746.
Tiliaceae 609, 610, 615, 709. — II, 207.
Tillaea muscosa 468, 484.
— Vaillantii 510.
Tillandsia P. 206.
Tillandsia aloifolia 527.
— Augustae regiae *Mez** II, 146.
— chlorantha *Speg.** II, 146.
— complanata 564.
— Duratii 589.
— floribunda 564.
— Leiboldiana P. 206.
— micrantha *Bak.** II, 145.
— propinqua 564.
— recurvata 564.
— sphaerocephala 564.
— usneoides 585.
Tilletia 104.
— corona *Scribner* 17.
— Earlei *Griff.** 20, 201.
— externa *Griff.** 20, 145, 201.
— foetens 84.
— fusca *Ell. et Ev.* 21.
— Holci II, 876.
— horrida *Tak.* 17.
— hypsophila *Speg.** 201.
— Rauwenhoffii 41.
— Texana *Long** 201.
— Tritici 104.
Tilletiaceae 7, 14.
Tilmadoche nephroidea *Cel. fil.* 92.
Timaspis *Mayr* II, 548.
— Helminthiae *Stef.** II, 528.
Timeroyea 546.
— artensis *Montrouz.* II, 188.
Timmia comata *Lindb. et Arn.* 215.
— elegans *Hagen* 215.
Timmiella *(De Not.) Limpr.* 240.
Tinantia caribaea *Urb.** II, 146.
Tinnea eriocalyx P. 29, 135.
Tinospora cordifolia II, 292.
— crispa *Miers* II, 292.
Tinus Bakerianus *O. Ktze.* II, 285.
Tinus Candolleanus *O. Ktze.* II, 288.
Tipularia discolor 508.
Tithymalus Cyparissias II, 499.
— dulcis 416.
— verrucosus 418.
Tmesipteris II, 701, 704, 771.
Todea barbara II, 688, 758.
Tofieldia 614.
— borealis II, 440.
— calyculata 400.
— palustris 459.
Toluifera balsamum II, 58.
Tolypella II, 112, 118.
Tolyposporella 104.
— Brunkii *(Ell. et Gall.) Clint.** 201.
— Chrysopogonis *Atk.* 88.
Tolypothrix II, 184.
— byssoidea *(Brkl.) Kchn.* II, 188.
Tomostylis multiflora *Montrouz.** II, 201.
Tordylium maximum 439.
Torilis Anthriscus 489, 508, 625.
— heterophylla *Guss.* 485, 489.
— nodosa 489.
Torrendia *Bres.* N. G. 10, 201.
— pulchella *Bres.** 10, 201.
Torreya II, 755.
Tortella *(C. Müll.) Limpr.* 240.
— inclinata *Limpr.* 226, 228.
— inermis *(Brid.) Mont.* 237.
— Mülleri *(Bruch) Wils* 237.
— muralis *(L.) Hedw.* 237.
— Solmsii *(Schpr.) Limpr.* 237.
— tortuosa 237.
— — *var.* fragilifolia *Jur.* 237.

Digitized by Google

Tortula *Hedw.* 240, 241, 246.
— bullata *(Somm.) Lindb.* 458.
— — *var.* mutica *Lindb.* 458.
— latifolia *Bruch* 223.
— subulata *(L.) Hedw.* 458.
— — *var.* mucronifolia *(Schwgr.)* 458.
— Velenovski *Schffn.* 246.
Torula 62, 65.
— amara 180.
— brachiata *Ell. et Barthol.** 201.
— glomerulosa *Penz. et Sacc.** 201.
— heteromorpha *Penz. et Sacc.** 201.
— lucifuga *Oud.** 201.
— monilioides 8.
— — *var.* globosa *Ferr.** 8.
— nigra *(Marpm.)* 68.
— sepulta *Ell. et Barthol.** 201.
Toulicia guianensis *Aubl.* II, 50.
Tourerea multiflora *(Nutt.)* II, 486.
Tournefortia II, 220.
— elegans 589.
— hirsutissima *L.* II, 51.
— laevigata *Lam.* 589. — II, 51.
— Martii *Fresc.* II, 51.
— psilostachys 589.
— Salzmanni 589.
Tovomita triflora *Hub.** II, 173.
Toxicophloea Thunbergi II, 487.
Toxocarpus africanus *Oliv.* II, 218.
— brevipes *(Benth.) N. E. Br.** II, 218.
— parviflorum *(Benth.) N. E. Br.** II, 218.
— racemosus *(Benth.) N. E. Br.** II, 218.
Toxanidea II, 597.
Toxoptera Aurantii *Koch* II, 565.
Tozzia 615, 617. — II, 269.
Trachelomonas II, 105.
— intermedia *Dangeard** II, 143.
Trachydium novemjugum 500.
— Roylei 500.
Trachyloma Novae-Guineae *C. Müll.** 259.
Trachyneis II, 597.
Trachyphrynium Danckelmannianum 354.
— Liebrechtsianum 354.
— Poggeanum 354.
— violaceum 354.
— Zenkerianum *K. Sch.** II, 157.
Trachypus 284.
— Normandi *Broth. et Par.** 286, 259.
— rigidus *Broth. et Par.** 284, 259.
Tracya 104.
— Hydrocharidis *Lagh.* 388.
Tradescantia 618. — II, 510, 640, 641, 652.
— fluminensis II, 640.
— hirsuta 527.
— laramiensis *Goodding** II, 146.
— multiflora 565.
— Selloi II, 259, 688.
— virginica 626. — II, 638, 651.
Tragia cordifolia 558.
— mitis 559.
— Okanyua II, 279.
Tragopogon brevirostris 489.
— elatius 489.
— graminifolius 440.
— majus 415, 489, 440, 478.
— orientalis 489, 440.
— pratensis 489.
Tragopogon pusillus 440.
Trametes 91. — II, 406.
— fibrosa *Fr.* 24.
— fumoso-avellanea *Romell* 24.
— odorata II, 871.
— sepium *Berk.* 8.
— Stephensii *Berk.* 24.
— stereoides *(Fr.) Bres.* 8.
— styracicola *P. Henn.** 28, 201.
— Theae *Zimm.* 44. — II, 868.
Trapa 867, 611, 695.
— bicornis 867, 499.
— bispinosa 867.
— natans *L.* 845, 867, 432, 541, 554, 611.
— verbanensis 867.
Trema enantiophylla *Donn. Sm.** II, 210.
Tremandraceae 710.
Trematodon 284.
— ambiguus *Hedw.* 219.
Trematosphaeria cactorum *Earle** 201.
Tremella inflata *Pat.** 202.
Tremellaceae 7, 11, 12, 14, 16, 23, 28.
Tremellodendron *Atk.* N. G. 122, 202.
— candidum *Atk.** 122, 202.
— Schweinitzii *Atk.** 122, 202.
Trentepohlia *Mart.* II, 116.
— abietina II, 97.
— annulata *Brand** II, 116, 144.
— aurea II, 116.
— — *f.* punctata *Brand* II, 116.
— ellipsicarpa *Schmidle* II, 108.
— — *var.* africana *Schmidle** II, 108.
— Jolithus II, 97.
— Negeri *Brand** II, 116, 144.

Digitized by Google

Trentepohlia spongophila *Web. v. B.* II, 118.
Tribalia Walsh II, 548.
Tribulus 609.
— terrestris 566.
Tricalycites II, 744.
— aurantiodora 656.
— Crepiniana *Wild.et Dur.** II, 288.
— Nyassae 557.
Triceratium II, 595, 599, 608, 752.
Tricharia 89.
Trichera arvensis P. 194.
Trichia aculeata *Cel. fil.* 92.
— contorta Rost. 92.
— — *var.* inconspicua 92.
— inconspicua *Rost.* 92.
— pachyderma *Cel. fil.* 92.
— Rostafinskii *Cel. fil.* 92.
— varia *Pers.* 92.
Trichiaceae 7.
Trichilia emetica 558.
— Volkensii 557.
Trichobelonium 25.
— blumenaviense *P.Henn.** 25, 202.
— Epidendri *Rehm* 144.
— pilosum (*Crossl.*) *Sacc. et Syd.** 202.
— punctiforme *Rehm* 168.
— tropicale *Rehm* 168.
Trichobotrys *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 202.
— pannosa *Penz. et Sacc.** 202.
Trichocladium asperum *Harz* 40.
Trichocladus ellipticus 560.
Trichocline speciosa 538.
Trichocolea Pluma *Mont.* 284.
— tomentella 280.
Trichodermа Koningi *Oud.** 202.
— racemosum *Mc Alp.** 31, 202.
— roseum 41.
— viride 48.
Trichodesma arenicola *Gürke** II, 220.
— Dekindtiana *Gürke** II, 220.
— macrantherum *Gürke** II, 220.
— physaloides 559.
Trichodesmium erythraeum II, 107.
— Thiebaultii II, 107.
Trichogonia salviaefolia 538.
Tricholoma 22.
— acerbum *Bull.* 10.
— bisontinum *Roll.** 124, 202.
— cnista *Fr.* 193.
— humile 22.
— — *var.* bulbosum *Peck** 22.
— humile *Speg.** 202.
— irinum 49, 122.
— niveipes *Peck** 202.
— nudum 47.
— portentosum 91.
— rimosum *Peck** 202.
— russula (*Schaeff.*) *Fr.* 22.
— terreum 122.
Trichomanes 614. — II, 684, 685, 722.
— achilleaefolium *v. d. B.* II, 685.
— alatum *Sw.* II, 685.
— anceps II, 685.
— angustatum *Carm.* II, 685.
— auriculatum *Bl.* II, 685.
— Boschianum *Sturm* II, 722.
— brachypus *Kze.* II, 685.
— brevisetum *Sw.* II, 685.
— caespitosum *Hk.* II, 684, 685.
— coriaceum *Kze.* II, 685.
— crinitum *Sw.* II, 685.
— crispum *L.* II, 685.
— cuspidatum *Willd.* II, 685.
— — *var.* laciniata II, 685.
Trichomanes dentatum *v. d. B.* II, 685.
— elegans *Rudge* II, 685.
— exiguum *Bedd.* II, 685.
— eximium *Menz.* II, 685.
— exsectum *Kze.* II, 685.
— filicula *Bory* II, 685.
— flavofuscescens *v. d. B.* II, 685.
— foeniculaceum *Bory* II, 685.
— formosanum *Yabe** II, 714, 781.
— glaucofuscum *Hk.* II, 684.
— gracile *Moore* II, 685.
— javanicum *Bl.* II, 685.
— Kaulfussii *Hk. et Grev.* II, 685.
— Kraussii *Hk. et Grev.* II, 685.
— Lyallii *Hk.* II, 684, 685.
— maximum *Bl.* II, 685.
— membranaceum *L.* II, 685.
— muscoides II, 685.
— parvulum *Poir.* II, 685.
— Petersii *Chapm.* II, 722.
— pilosum II, 728.
— pinnatum *Sw.* II, 685.
— pusillum *Sw.* II, 685, 724.
— — *var.* macropus *Christ** II, 724.
— pyxidiferum *L.* II, 685.
— quercifolium *Hk.et Grev.* II, 685.
— radicans *Sw.* II, 685, 722.
— Regnellii *Bak.* II, 685.
— reniforme *Forst.* II, 684.
— reptans II, 685.
— rigidum *Sw.* II. 685, 724.
— scandens *L.* II, 685, 722.
— sinuosum *Rich.* II, 685.
— speciosum *Willd.* II, 685.
— spicatum *Hedw.* II. 685.
— strictum *Menz.* II, 685.

Digitized by Google

Trichomanes tamarisciforme *Jacq.* II, 685.
— tenerum *Sprenq.* II, 685.
— trichoideum *Sw.* II, 685.
— Ulei *Christ** II, 724, 781.
— umbrosum *Wall.* II, 685.
— venosum *R. Br.* II, 685.
— vitiense *Hk.* II, 714.
— yandinense *Bailey** II, 716, 781.
Trichonetes leucotricha *Speg.** II, 240.
Trichopeziza citrino alba *Penz. et Sacc.** 202.
— melleo-rufa *Penz. et Sacc.** 202.
— porioides *Penz. et Sacc.** 202.
Trichophorum alpinum 407, 408.
— austriacum 898.
— caespitosum 407, 408.
Trichophyton 74.
— caninum *Matr. et Dassonv.** 74. 202.
Trichopilia suavis II, 818.
Trichopteryx brevifolia *Hack.** II, 151.
— Haldemani P. 156.
— reflexa *Pilger** II, 151.
Trichosanthes anguina II, 470.
— colubrina II, 470.
— glabosa II, 47.
Trichosperma griseo-candidum *Penz. et Sacc.** 202.
Trichosphaeria 25. — II, 417.
— Sacchari *Massee* II, 866, 416, 417.
Trichosporium 75.
— arborescens *Penz. et Sacc.** 202.
— Beigelii *(Rabh.). Vuill.* 75.
— insigne *Mass. et Salm.** 40, 202.
Trichosteleum 284.
— macrostictum *Broth. et Par.** 284, 259.
— parvulum *Broth. et Par.** 284, 259.
Trichostomum *Hedw.* 240.
— Brotherii *Ren. et Par.** 285, 259.
— cirrhifolium *(Mitt.) Paris* 287.
— cuspidatissimum *Card. et Ther.** 259.
— cylindricum 217.
— devonicum *Podp.** 229, 259.
— Ehrenbergii *Ltz.* 285.
— flavovirens *Bruch* 287.
— inclinatum *Dixon* 220.
— limbatum *Schffn.** 287, 259.
— littorale *Mitt.* 215, 217, 229.
— monspeliense 220.
— mutabile *Bruch* 286.
— — *var.* nigroviride *Ren. et Card.** 286.
— — *var.* robustum *Ren. et Card.** 286.
— nitidum 217.
— pallidisetum 220.
— Philiberti 220.
— sitkanum *Card. et Ther.** 259.
— triumphans 220.
— Zollingeri *Fl.* 258.
Trichothecium inaequale *Mass. et Salm.** 40, 202.
— roseum *Lk.* II, 872, 877.
Trichovaretia *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
— canescens *v. Tiegh.** II, 191.
Trichuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 191.
— acuminata *(P. DC.) v. Tiegh.** II, 191.
— Blanchetiana *(Pl.), v. Tiegh.** II, 191.
Trichuratea brachyandra *(Pl.) v. Tiegh.** II, 191.
— caulipila *v. Tiegh.** II, 191.
— cearensis *v. Tiegh.** II, 191.
— costata *v. Tiegh.** II, 191.
— floribunda *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
— Gardneri *v. Tiegh.** II, 191.
— glabrescens *v. Tiegh.** II, 191.
— gracilis *v. Tiegh.** II, 191.
— Guildingii *(Pl.) v. Tiegh.** II, 191.
— laevis *v. Tiegh.** II, 191.
— nana *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
— nervosa *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
— nitida *(Sw.) v. Tiegh.** II, 191.
— oleifolia *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
— parvifolia *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
— rufidula *(Pl.) v. Tiegh.** II, 191.
— salicifolia *(St. Hil. et Tul.) v. Tiegh.** II, 191.
— subvelutina *(Planch.) v. Tiegh.** II, 191.
— vaccinioides *(St. Hil.) v. Tiegh.** II, 191.
Tricoccae 390.
Tricuspis 644.
— Drummondii *S. et K.* II, 151.
— Langloisii *Nash* II, 151.
— seslerioides P. 206.
Tricyrtis hirta 601.
Tridax trianae 531.
Tridontium *Hook. fil.* 240.
Trientalis 441.
— americana 508.
— europaea 413, 459, 502.

Digitized by Google

Trifolium 613, 615. — II, 784. — P. 6. — II, 870, 898.
— albidum 687.
— alpestre 419.
— alexandrinum 396.
— argentinense *Spegazz.** II, 178.
— badium 428.
— dalmaticum 891.
— elegans 427.
— heterodon 595.
— hybridum 397. — II, 270, 788. — P. II, 876.
— incarnatum *L.* II, 652.
— lappaceum 481.
— Lupinaster 456, 501.
— maritimum 484.
— medium *L.* 441. — II, 586. — P. 15. — II, 878.
— montanum P. 98, 205. — II, 887.
— noricum 429.
— ochroleucum *L.* 408, 406. — II, 588.
— pallidum 481.
— panormitanum 481.
— physodes 891.
— pratense *L.* 844, 412, 482, 687. — II, 472, 801. — P. 15, 180, 131, 159. — II, 876, 878, 887.
— — *var.* pedicellatum 412.
— purpureum P. 15. — II, 878.
— repens *L.* 487, 528. — II, 488, 549. — P. 100, 112. — II, 887, 412.
— Rusbyi 524, 525.
— scariosum *Aven Nelson** II, 178.
— spadiceum 898, 414.
— squarrosum 891.
— striatum *L.* II, 520.
— subterraneum 427.
— supinum 481.
— tenerum *Eastwood** II, 178.
— Wentzelianum 560.
Triglochin 612. — II, 285.
— palustre 496, 626.
Trigonaspis brunnicornis *Tavares** II, 581.
— Mendesi *Tavares** II, 578.
— synaspis *Htg.* II, 540, 575.
Trigonella 686.
— Besseriana 408.
— coelesyriaca 891.
— corniculata 481.
— foenum graecum *L.* 425. — II, 682.
— occulta P. 205.
Trigonocarpus II, 763.
Trigonocystis II, 101.
Trigonosporium cochinchinense *F. Tassi** 82, 202.
Trillium 519, 648. — II, 266, 309, 670, 784, 796.
— decumbens *Harlison** 519, 648. — II, 158.
— grandiflorum *Salisb.* 514. — II, 266, 809.
— ovatum *Pursh* 681. — II, 669.
Trinacrium tjibodense *Penz. et Sacc.** 202.
Trineuron spathulatum II, 440.
Trinia glauca 415.
— Henningsii 489.
— Kitaibelii 489.
— Lessingii 489.
Triodia 849, 506, 644.
— albescens 506.
— ambigua *R. Br.* II, 151.
— Chapmannii (*Small*) *Bush** 586. — II, 151.
— congesta (*Dewey*) *Bush* 506. — II, 151.
— cuprea P. 206.
— decumbens *Bean* 644.
— Drummondii (*S. et K.*) *Bush* 506. — II, 151.
— Elliottii *Bush** 506. — II, 151.
— elongata (*Buckley*) *Bush* 506. — II, 151.
Triodia eragrostoides 506.
— grandiflora 506.
— Langloisii (*Nash*) *Bush* 506. — II, 151.
— mutica 506.
— Nealleyi 506.
— pilosa (*Buckley*) *Bush* 506. — II, 151.
— pulchella 506.
— seslerioides 506.
— stricta 506.
— texana 506.
Triosteum 667.
— aurantiacum *Bickn.** 667. — II, 221.
— perfoliatum *L.* 667.
Trioza alacris *Först.* II, 562, 572.
— centranthi *Vall.* II, 528.
— Kiefferi *Giard** II, 587.
— rumicis *Loew* II, 540.
Triphragmium 117.
— echinatum *Lév.* 117.
— Nishidanum *P. Diet.** 110, 202.
— pulchrum *Racib.* II, 868.
— Thwaitesii *Berk. et Br.* II, 868.
— Ulmariae *(Schum.) Lk.* 888.
— — *var.* alpinum *Lagh.* 888.
Triploceras II, 124.
Triplostegia 688.
Triplostegieae 688.
Triposporium Aurantii *P. Henn.** 202.
— Lagerstroemiae *P. Henn.** 202.
Tripterocladium leucocladium *(C. Müll.) Jaeg.* 281.
— — *var.* camptocarpum *Card. et Thér.* 281.
Tripteris Goetzei 560.
Tripterodendron filicifolium *Radlk.* 528. — II, 51.
Tripterygium Wilfordii 500.

Digitized by Google

Triquetrella *C. Müll.* 240.
Trisetum II, 489. — P. 198.
— Congdonii *Lams. Scribn. et Merr.** II, 151.
— distichophyllum P. 122.
— insulare II, 298.
— pubiflorum *Hack.** II, 151.
— subspicatum II, 441.
Trismeria *Fée* II, 718.
Tristachya ambiens *K. Sch.* II, 151.
— parviflora *Hack.** II, 151.
Tristagma Ameghinoi *(Speg.) Speg.** II, 153.
— eremophila *Spegazz.** II, 158.
— pulchella *Speg.** II, 158.
Tristicha ramosissima *(Wight) Willis** II, 198.
Triticum 868. — II, 801, 802. — P. 9, 84, 198.
— caninum P. 112. — II, 400.
— compactum 846. — II, 780.
— desertorum P. 112.
— dicoccum P. 102.
— durum P. 102.
— glaucum 404, 418.
— Goiranicum *(Kr.) Asch. et Gr.** II, 151.
— junceum II, 658. — P. II, 878.
— junceum × repens P. II, 878.
— ligusticum *Bertol.* 887.
— monococcum P. 102.
— polonicum P. 102.
— polyatherum 888.
— repens *L.* 884.
— sativum 558. — II, 854. — P. 189. — II, 387.
— — *var.* turgidum 558.
— Secale *Salisb.* II, 150.
— silvestre *Asch. et Graebn.* II, 150.
— Spelta P. 102, 158.
Triticum speltoides 887.
— tenax *Aschs. et Gr.** II, 151.
— villosum 481.
— vulgare *L.* 846. — II, 626, 780. — P. 102.
Tritonia acroloba 560.
Triumfetta II, 865, 869.
— Hensii 709.
— macrocoma *K. Sch.** II, 207.
— Mastersii 560.
— rhodoneura *K. Sch.** II, 207.
— rhomboidea *Jacq.* II, 869.
— semitriloba 584. — II, 868.
— — *var.* havanensis 584.
Triuridiaceae 609, 655. — II, 168.
Trixis divaricata 588.
— Lessingii 588.
— mollissima 588.
— ochroleuca 588.
— Sellowii 588.
— verbasciformis 538.
Trochiscia *Kütz.* II, 94.
Trochocarpa laurina II, 288.
Trogia cinerea *Pat.** 24, 202.
Trollius asiaticus 456.
— europaeus 405, 408, 409. — II, 69, 499.
Tropaeolaceae 854, 710. — II, 22.
Tropaeolum 612, 710, 711. — II, 511.
— argentinum 854.
— azureum 354, 710.
— bicolor 854.
— bimaculatum 854.
— brachyceras 354, 710.
— brasiliense 854.
— Buchenavii 854.
— capillare 354.
— chrysanthum 854.
— ciliatum 854.
— cirrhipes 354.
Tropaeolum cochabambae 854.
— crenatiflorum 854.
— crenatum 854.
— cuspidatum 854.
— Deckerianum 854.
— digitatum 854.
— dipetalum 854.
— Fintelmanni 854.
— Glaziowii 854.
— Haynianum 854.
— Hieronymi 854.
— Kingii 854.
— Kuntzeanum 854.
— lepidum 854.
— leptophyllum 854.
— Lindenii 344.
— longifolium 854.
— luteum 854.
— majus *L.* 854, 711. — II, 650.
— minus 854, 711.
— Moritzianum 854.
— peltophorum 854.
— pendulum 854.
— penthaphyllum 854, 710.
— peregrinum 854.
— polyphyllum 854, 566, 710.
— pubescens 854.
— rectangulum 854.
— Seemannii 854.
— sessilifolium 854, 710.
— Smithii 854.
— speciosum 854.
— tenuirostre 854.
— tricolor 854, 528, 710.
— tuberosum 854, 710.
— umbellatum 854.
— Wagenerianum 854.
— Warmingianum 854.
— Warscewiczii 854.
Tropidoideae II, 600.
Tropidoneis II, 597, 600.
— maxima II, 597.
— vitrea II, 597.
Troximon glaucum P. 114.
— parviflorum P. 114.
Trullula *Ces.* 42.

Digitized by Google

Trullula nitidula *Sacc.* 189.
— pirina *Bres. et Sacc.** 202.
Tryblidiaceae 14.
Tryblidiella 100.
Trymatococcus 550.
— Conrauanus *Engl.** II, 210.
— usambarensis *Engl.** II, 210.
Trypeta Luisieri *Tavares** II, 573.
Tryphostemma longifolium *Harms** II, 194.
Tsuga II, 491. — P. 186.
— canadensis 592, 627. — P. 158.
— heterophylla 688.
— Sieboldii *Carr.* 500.
Tuber 98.
— aestivum *Vitt.* 99.
— brumale *Vitt.* 99.
— excavatum *Vitt.* 98, 99.
— exiguum *Hesse* 99.
— ferrugineum *Vitt.* 99.
— — *var.* balsamioides *Buch.* 99.
— intermedium *Bucholtz** 99, 202.
— maculatum *Vitt.* 99.
— nitidum *Vitt.* 99.
— puberulum *Ed. Fisch.* 98, 99.
— — *var.* albidum *Buch* 99.
— — *var.* michailowskjanum *Buch.* 99.
— — *var.* puberulum *B. et Br.* 99.
— rutilum *Hesse* 99.
Tuberaceae 11, 98, 102.
Tubercularia citrina *Speg.** 202.
— olivacea *Bres.** 208.
— olivacea *Mc Alp.** 81, 208.
— vulgaris *Tode* II, 871.
Tuberculariaceae 27, 28. — II, 864.
Tuberculina persicina II, 875.
— portulacarum *Speg.** 208.
Tuberkelbacillus 269, 276, 288, 285, 288, 808, 822, 825.
Tubiflorae 688.
Tubulina stipitata 92.
Tuburcinia 104.
Tulasnella grisea *(Racib.) Sacc. et Syd.** 208.
— incarnata *(Tul.) Bres.* 8.
Tulbaghia acutiloba 647.
Tulipa 888, 602. — II, 484, 446, 612, 618, 784, 791, 798, 798. — P. II, 874.
— altaica *Pall.* 648.
— Celsiana 478.
— edulis P. II, 899.
— Eichleri *Regel* 648.
— Gesneriana 625. — II, 612.
— ingens *Hoog** 648. — II, 158.
— Micheliana *Hoog** 648. — II, 158.
— nitida *Hoog** 648. — II, 158.
— silvestris 401, 466, 625. — II, 499, 784, 788.
— Wilsoniana *Hoog** II, 158.
Tunica Saxifraga *L.* 487. — II, 481.
— — *var.* rigida *(Rchb.)* 487.
Tupa Feuillei P. 88.
Tupistra grandis 647.
Turczaninovia fastigiata 501.
Turgenia latifolia 489.
Turnera diffusa 711.
— ulmifolia 528.
Turneraceae 616, 711.
Turpinia pomifera II, 470.
Turritis glabra 417.
Tussilago II, 488.
— Farfara 489, 440. — II, 27.
Tychius argentatus *Chevr.* II, 527.
— polylineatus *Germ.* II, 520.
Tydea Lindeniana II, 278.
Typha 612. — II, 758, 784, 792.
— Bodinieri *Lév. et Van.** 655. — II, 168.
— latifolia 397. — II, 789. — P. 158.
— Martinii *Lév. et Vaniot** II, 168.
Typhaceae 655. — II, 168.
Tylenchus devastator II, 552.
— Millefolii *Fr. Löw.* II, 586.
— Oryzae II, 516.
— Tritici 104.
— vastatrix II, 552.
Tylodon *Banker* N. G. 122.
Tylostoma amblaiense *(Speg.) Sacc. et Syd.** 208.
— Barbeyanum *P. Henn.* 125.
— clavatum *(Speg.) Sacc. et Syd.** 208.
— laceratum *(Ehrbg.) Fr.* 125.
— mammosum *(Mich.) Fr.* 125.
— maximum *Cke. et Mass.* 125.
— Meyenianum *Kl.* 125.
— Mollerianum *Bres. et Roum.* 125.
— Schweinfurthii *Bres.* 125.
Tylostomataceae 80.
Typhonium giganteum 642.
— — *var.* Giraldi 642.
— Millari *Bail.** II, 145.
Typhonodorum Lindleyanum II, 827.
Typhula muscicola *(Pers.) Fr.* 88.
— Trifolii II, 876.

Digitized by Google

Typhusbacillus 270, 271, 274, 276, 277, 280, 289, 805, 816, 824, 827.
Tyrothrixbacillen 819.

Uapaca Goetzei 557, 559, 560.
— Kirkiana 556.
— nitida 558.
Ulea *C. Müll.* 240.
Uleomyces 101.
— parasiticus *P. Henn.* 101.
Ulex 856.
— apistholepis 856.
— argenteus 856.
— baeticus 856.
— Boivini 856.
— brachyacanthus 856.
— canescens 856.
— Cossonii 856.
— densus 856.
— erinaceus 856.
— escayracii 856.
— europaeus *Sm.* 856, 486. — II, 511, 520, 588.
— gallii 856.
— genistoides 856.
— ianthoclados 856.
— Jussieui 856.
— major *Bauh.* 856.
— — *var.* latebracteatus 856.
— micranthus 856.
— minor 856.
— parviflorus 856.
— scaber 856.
— spartioides *Webb.* 856. — II, 588.
— spectabilis 856.
— Webbianus 856.
— Welwitschianus 856.
— Willkommii 856.
Ulmaceae 711.
Ulmaria filipendula 441.
— palmata 456.
Ulmarieae 888.
Ulmus 617, 711. — II, 841, 547, 558, 561, 758, 784, 801. — P. 160.
Ulmus americana 711.
— campestris *L.* 502. — II, 588, 644.
— ciliata II, 751.
— fulva *Michx.* 711.
— montana II, 865. — P. 175.
— montana pendula P. 180.
Ulota *Mohr* 240.
— alaskana *Card. et Ther.** 259.
— calvescens *Wils.* 287.
— crispa 218.
— — *var.* subcalvescens *Card. et Ther.** 218.
— Hutchinsiae 217.
— phyllantha *Brid.* 215.
Ulotrichiaceae II, 99, 106, 113, 115.
Ulothrix II, 89, 90, 115.
— flaccida *Kütz.* II, 115.
Ulva II, 114.
— californica II, 114.
— latissima II, 111, 114.
Ulvaceae II, 99, 113.
Umbelliferae 469, 485, 500, 508, 540, 548, 544, 609, 613, 614, 615, 616, 711. — II, 22, 207, 491, 506, 510. — P. 121, 190, 195.
Umbellularia californica 524.
Umbilicosphaera *Lohmann* N. G. II, 144.
— mirabilis *Lohmann** II, 144.
Umbilicus pendulinus *DC.* II, 588.
Uncinula Miyabei *(Salm.) Sacc. et Syd.** 208.
— Salicis *(DC.)* 88, 208.
— — *var.* Miyabei *Salm.* 208.
— spiralis *Berk. et Curt.* II, 411.
Uncinulites II, 756.
Uniola Pittieri *Hack.** II, 151.
Unona glauca 658.
Unona Millenii 658.
— montana 658.
— Stuhlmannii 658.
Uragoga Ipecacuanha II, 54.
— jasminiflora *Beadle* II, 287.
Uralepis 644.
— elongata *Buckley* II, 151.
— pilosa *Buckley* II, 151.
Uratea acuminata *Engl.* II, 191, 192.
— angulata *Bail.* II, 184.
— angulata *v. Tiegh.** II, 192.
— angusta *v. Tiegh.** II, 192.
— aquatica *Engl.* II, 184.
— atropurpurea *Mc Ocan* II, 185, 186.
— attenuata *v. Tiegh.** II, 192.
— Blanchetiana *Engl.* II, 191.
— boliviana *v. Tiegh.** II, 192.
— calophylla *Engl.* II, 190.
— Candollei *(Pl.) v. Tiegh.** II, 192.
— ciliata *Baill.* II, 185, 186.
— ciliata *Bak.* II, 190.
— ciliata *O. Hoffm.* II, 190.
— congesta II, 187.
— cordata *v. Tiegh.** II, 192.
— coriacea *Wild. et Dew.** II, 192.
— cornuta *v. Tiegh.* II, 192.
— crassa *v. Tiegh.** II, 192.
— crenata *(Spruce) v. Tiegh.** II, 192.
— crispa *v. Tiegh.** II, 192.
— decipiens *v. Tiegh.** II, 192.

Digitized by Google

Uratea decorans *(Lem.) v. Tiegh.** II, 192.
— densiflora *(Spruce) v. Tiegh.** II, 192.
— densiflora *W. et Dew.** II, 192.
— denudata *v. Tiegh.** II, 192.
— Dewevrei *W. et Dew.** II, 192.
— digitata *v. Tiegh.** II, 192.
— disticha *v. Tiegh.** II, 192.
— elongata *Engl.* II, 191.
— Engleri *v. Tiegh.** II, 192.
— gigantophylla *Engl.* II, 188.
— glaberrima *Engl.* II, 187, 188.
— Glaziovii *v. Tiegh.** II, 192.
— guianensis *Engl.* II, 192.
— guianensis *P. DC.* II, 188.
— Guildingii *Engl.* II, 192.
— Hassleriana *Chod.** II, 192.
— heterodonta *v. Tiegh.** II, 192.
— Hilaireana *v. Tiegh.** II, 192.
— inundata *Engl.* II, 185.
— jabotapita *v. Tiegh.** II, 192.
— jamaicensis *v. Tiegh.** II, 192.
— latifolia *(Erh.) v. Tiegh.** II, 192.
— Lecomtei *v. Tiegh.** 546. — II, 188, 192.
— Leprieuri *v. Tiegh.** II, 192.
— macrophylla *v. Tiegh.** II, 192.
— marginata *v. Tiegh.** II, 192.
— membranacea *Oliv.* II, 186.
Uratea multiflora *Engl.* II, 186, 191.
— nitida *Engl.* II, 192.
— nitida *Pl.* II, 186.
— oleifera II, 191.
— — *var.* subvelutina *Engl.* II, 191.
— oliviformis *Engl.* II, 192.
— palmata *v. Tiegh.** II, 192.
— panamica *v. Tiegh.** II, 192.
— parvifolia *Wall.* II, 185, 191.
— pinetorum *(Wright) v. Tiegh.** II, 192.
— piriformis *Engl.* II, 184.
— plana *v. Tiegh.** II, 192.
— Poeppigii *v. Tiegh.** II, 192.
— Purdieana *v. Tiegh.** II, 192.
— ramifera *v. Tiegh.** II, 192.
— reticulata II, 187, 188.
— — *var.* Poggei *Engl.* II, 187.
— salicifolia II, 191, 192.
— — *var.* latifolia *Engl.* II, 191, 192.
— semiserrata II, 188, 191.
— — *var.* persistens *Engl.* II, 188, 191.
— squamosa *Baill.* II, 187.
— squarrosa *Thw.* II, 190.
— stipulata *Vell.* II, 191.
— — *var.* major *Engl.* II, 191.
— stricta *Colebr.* II, 186.
— subscandens *Engl.* II, 192.
— Tuerckheimii *Donn. Sm.** II, 192.
— undulata *v. Tiegh.** II, 192.
— Vogelii II, 188.
— Weddelliana *v. Tiegh.** II, 192.
Uratella *v. Tiegh.* N. G. II, 192.
— Finlayi *v. Tiegh.** II, 192.
— Herminieri *v. Tiegh.** II, 192.
— mexicana *(H. et Bpl.) v. Tiegh.** II, 192.
Urceola II, 507.
— brachysepala *Hk. f.* II, 884.
Urceolaria scruposa II, 84.
Uredinaceae 7, 8, 11, 12, 14, 15, 21, 24, 26, 27, 28, 30, 105. — II, 864, 898.
Uredinopsis II, 898.
— juglandina *Sacc.** 208.
Uredo 29, 120.
— Ancylanthi *P. Henn.** 29, 208.
— Andryalae *Syd.** 208.
— Antidesmae *Racib.* II, 868.
— Antidesmae dioicae *Racib.* II, 868.
— Asteromaeae *P. Henn.** 28, 208.
— auletica *Speg.** 208.
— aurantiaca *Montem.** 119, 120, 208. — II, 408.
— Avicullariae 41.
— Bidentis *P. Henn.** 85.
— bistortarum *DC.* 119.
— capituliformis *P. Henn.* 110.
— Carpodini *P. Henn.** 29.
— Cedrelae *P. Henn.** 208.
— Cedrelae *Racib.* II, 868.
— Cephalanthi *Arth.** 106, 208. — II, 898.
— Chonemorphae *Racib.* II, 868.
— chrysophyllicola *P. Henn.** 26, 208.
— Cinchonae *P. Henn.** 208.
— clerodendricola *P. Henn.** 208.
— consanguinea *Syd.** 208.

Digitized by Google

Uredo crotalariicola *P. Henn.** 29, 208.
— Cryptotaeniae *Syd.* 117.
— Danthoniae *P. Henn.** 80, 208.
— Desmodii-leiocarpi *P. Henn.** 26, 208.
— Desmodii-pulchelli *Syd.** 208.
— detergibilis *(Thüm.) P. Henn.** 29, 208.
— Dianellae *Racib.* II, 868.
— dianthicola *Har.* 85.
— Dioscoreae-filiformis *Racib.* II, 868.
— Dissotidis-longicaudae *P. Henn.** 29, 208.
— floridana *Syd.* II, 898.
— Fuirenae *Rostr.** 29, 208.
— Gardeniae-Thunbergiae *P. Henn.** 29, 204.
— Gliae *Lindb.** 117, 204.
— Gossypii *Lagh.* 80. — II, 868.
— graminis II, 860.
— Hammari *P. Henn.** 204.
— Helini *Syd.** 204.
— Hibisci *Syd.* II, 898.
— inflata *Cke.* 117.
— Jasoniae *P. Henn.** 204.
— kampulovensis *P. Henn.** 29, 204. — II, 894.
— Kriegeriana *Syd.** 204.
— leonoticola *P. Henn.* 85.
— longaensis *P. Henn.** 29, 204.
— margine incrassata *P. Henn.** 26, 204.
— medicaginis *Speg.** 204.
— mediterranea II, 899.
— moricola *P. Henn.** 204.
— Muelleri II, 869.
— ochraceo-flavus *P. Henn.** 204.
— Oenanthes *P. Diet.* 117.
Uredo Oncidii *P. Henn.** 26, 204.
— Paederiae *Syd.** 204.
— Paeoniae II, 895.
— Panici *Arth.** 106, 204. — II, 898.
— paranensis *Penningt.** 120, 204.
— paulensis *P. Henn.** 26, 204.
— Phaji *Racib.* II, 868.
— Pithecolobii *Racib.* 204.
— Polygoni 41.
— Pruni-Maximowiczii *P. Henn.** 28, 204.
— Puttemansii *P. Henn.** 26, 204.
— Raciborskii *Sacc. et Syd.** 204.
— Rosae 78.
— Rottboelliae *Diet.** 110, 204.
— Speschnewii *Sacc. et Syd.** 204.
— Theresiae *Neger** 24, 204.
— Tropaeoli 78.
— Verbesinae-dentatae *Syd.** 204.
— Vincetoxici II, 895.
— Viticis polygamae *P. Henn.** 26, 204.
— Vitis *Thüm.* II, 868.
— Zizyphi vulgaris *P. Henn.** 204.
Urellia mamula *Frauenf.* II, 572.
Urena II, 869.
— lobata II, 869.
— trilobata II, 868.
Urera cordifolia *Engl.** II, 210.
— Dinklagei *Engl.** II, 210.
— Gravenreuthii *Engl.** II, 210.
— Henriquesii *Engl.** II, 210.
— obovata 550.
Urginea pilosula *Engl.** II, 158.
— Scilla II, 511.
Urnula Geaster *Peck* 102, 144.
— Craterium *(Schw.)* 102.
— terrestris *(Niessl) Sacc.* 102.
Urocystis 104.
— Anemones *(Pers.) Schröt.* 88, 78. — II, 860.
— carcinodes *(B. et C.) Fisch.* 84.
— Cepulae II, 869.
— granulosa *Clint.** 204.
— pompholygodes 78.
— Violae 78.
Urohendersonia *Speg.* N. G. 27, 204.
— platensis *Speg.** 27, 204.
Uromyces 78, 111, 117, 120.
— aberrans *Diet.* II, 899.
— acuminatus *Arth.* 82, 106.
— albus II, 898.
— Aloës *(Cke.) Magn.* 29.
— Alopecuri *Seym.* 110.
— ambiguus *DC.* 110.
— Anthyllidis *(Grev.) Schroet.* 78, 107.
— appendiculatus *(Pers.)* 110.
— Aristidae *Ell. et Ev.* 82.
— Armeriae *(Schlecht.) Lév.* 107.
— Azorellae *Cke.* 117.
— Basellae *Syd.** 205.
— Betae 6. — II, 876.
— Cachrydis *Har.* 117.
— Caladii *(Schw.) Farl.* 88.
— capitatus *Syd.** 205.
— caryophyllinus *(Schrk.) Schroet.* 76, 86. — II, 898, 402.
— Chenopodii *(Duby) Schroet.* 14.
— chubutensis *Speg.** 205.
— cynosuroides *P. Henn.** 80, 205.

Digitized by Google

Uromyces Dianthi 78.
— dictyospermus *Ell. et Ev.* 35.
— Epicampes *Diet. et Holw.* 32.
— Eriogoni *Ell. et Harkn.* 33.
— Erythronii (*DC.*) *Pass.* 107.
— Euphorbiae *C. et P.* 33, 34, 106.
— Fabae 111. — II, 898.
— Fatouae *P. Henn.** 205.
— Ferulae *(Rouss.) Juel* 35, 117.
— Ferulaginis *Lindr.** 117, 205.
— Fraserae *Arth. et Ricker** 22, 205.
— Gageae *Beck* 107.
— Genistae-tinctoriae 107.
— Geranii *(DC.) Otth* 107.
— Hedysari-obscuri (*DC.*) *Wint.* 33.
— Hedysari-paniculati (*Schw.*) *Farl.* 34.
— Heteromorphae *Thuem.* 117.
— Hippomarathri *Lindr.* 117. — II, 899.
— Howei *Peck* 33, 34.
— hypsophilus *Speg.** 205.
— Joffrini *Delacr.** 87, 205.
— Junci 111.
— Kabatianus *Bubák** 205, 388.
— Kalmusii *Sacc.* 107.
— Komarovii *Bubák** 107, 205.
— Lespedezae *(Schw.)* 33.
— Lilii *(Lk.) Fuck.* 107.
— Limonii *(DC.) Lév.* 107.
— lineolatus 115.
— Lupini *Sacc.* 107, 205.
— lupinicolus *Bubák** 107, 205.
— Mac Owani *Bubák** 205.
— Mercurialis *P. Henn.** 205.
— minimus *Davis* 32.
Uromyces mogianensis *Bubák** 107, 205.
— Mulgedii *Lindr.* II, 400.
— Mulini *Schroet.* 117.
— Nothoscordi *Syd.* II, 898.
— Onobrychidis *(Desm.) Lév.* 107.
— Ononidis *Pass.* 107.
— Ornithogali *Lév.* 107.
— Phaseoli II, 870.
— Pisi 6. — II, 870.
— Pittierianus *P. Henn.** 205.
— Poae *Rabh.* 108.
— Polemanniae *Kalchbr. et Cke.* 117.
— Polygoni II, 898.
— Prangi *Har.* 117.
— Primulae 111.
— Pteroclaenae *Lindr.** 117, 205.
— reticulatus *(Thüm.) Bubák** 107, 205.
— Rickerianus *Arth.** 106, 205. — II, 898.
— Rottboelliae *Arth.** 106, 205. — II, 398.
— Saururi *P. Henn.** 205.
— Scillarum *(Grev.) Wint.* 107.
— Scirpi *(Cast.) Lagh.* 108, 117. — II, 897.
— scutellatus 107.
— Shiraianus *Diet. et Syd.* 110.
— Solidaginis *(Somm f.) Niessl* 107.
— Sophorae-japonicae *Diet.** 110, 205.
— Spartinae *Farl.* 106.
— Tepperianus *Sacc.* 44. II, 864.
— Terebinthi (*DC.*) *Wint.* 33.
— Trifolii II, 870, 898.
— Trigonellae-occultae *P. Henn.** 80, 205.
— Tulipae *Diet.* II, 899.
Uromyces valesiacus *Ed. Fisch.** 205.
Uronema *Lagh.* II, 115.
Urophlyctis 98.
— Alfalfae *(Lagh.) P. Magn.* 94.
— bohemica *Bubák* 94, 205. — II, 887.
— Kriegeriana *P. Magn.* 84.
— Rübsaamenii *P. Magn.* 85.
— Trifolii (*Pass.*) *P. Magn.* 94. — II, 887.
Urophora quadrifasciata *Meig.* II, 568.
— solstitialis *L.* II, 568.
Uropyxis 109, 119.
— Adesmiae *(P. Henn.) Diet.* 109.
— Amorphae *(Curt.) Schroet.* 33, 109.
— Daleae *D. et H.* 109.
— Eysenhardtiae *D. et H.* 109.
— Lagerheimiana *Diet.* 109.
— mirabilissima *Peck* 109.
— Naumanniana *P. Magn.* 109.
— Nissoliae *D. et H.* 109.
— Petalostemonis *(Farl.) De Toni* 33, 109.
— Steudneri *P. Magn.* 109.
— Stolpiana *P. Magn.* 109.
Urospermum picroides *Desf.* II, 518, 523, 583.
Urostigma P. 144, 181.
— elastica P. II, 868.
Urtica 618, 616. — II, 800, 547.
— angustifolia 502.
— dioica *L.* 489, 625. — II, 505, 545, 588.
— gracilis P. 106.
— hyperborea 496.
— kioviensis 887.

Digitized by Google

Urtica urens *L.* 459, 489.
Urticaceae 540, 543, 545, 550, 712. — II, 48, 208.
Urticales 687.
Uruparia tomentosa 580.
Usnea II, 84.
— cornuta II, 84.
Ustilaginaceae 7, 8, 12, 14, 15, 21, 26, 28, 30, 104. — II, 890.
Ustilago 59, 80, 104. — II, 872.
— Andropogonis hirtifolii *P. Henn.* 197.
— — *var.* saccharoidis *P. Henn.* 197.
— Aristidae *Peck* 21.
— Avenae 68. — II, 860, 861, 870, 876.
— bromivora *F. v. Waldh.* 10. — II, 876.
— Brunkii *Ell. et Gall.* 201.
— Carbo II, 870.
— Crameri 104. — II, 891.
— Cynodontis *P. Henn.* 29.
— destruens II, 890.
— digitariicola *Speg.** 205.
— diplospora *Ell. et Ev.* 197.
— elegans *Griff.** 20, 205.
— Festucae tenellae *P. Henn.** 206.
— halophila *Speg.** 206.
— Henningsii *Sacc. et Syd.** 206.
— Hordei II, 876.
— hypodytes *(Schlecht.) Fr.* 21. — II, 878.
— Ischaemi *Fuck.* 198.
— Maydis 48, 68. — II, 870.
— minor *Norton* 21.
— monilifera *Ell. et Ev.* 198.
— montaniensis *Ell. et Holw.* 198.
— Muehlenbergiae *P. Henn.** 206.
Ustilago Muhlenbergiae *Clint.** 206.
— Mulfordiana *Ell. et Ev.* 21.
— neglecta *Nie el* 88.
— nummularia *Speg.** 206.
— Pamparum *Speg.* 198.
— Panici-miliacei *(Pers.) Wint.* 104, 105.
— Paspali-notati *P. Henn.* 198.
— perennans II, 860, 876.
— Reiliana *Kuehn* 105, 198.
— — *f.* foliicola *Kellerm.** II, 898.
— residua *Clint.** 206.
— Setariae II, 890.
— Sorghi *(Lk.) Pass.* 29, 198. — II, 890.
— sorghicola *Speg.** 206.
— Stenotaphri *P. Henn.* 206.
— stipicola *Speg.** 206.
— striiformis II, 860.
— Thlaspeos *(Beck) Lagh.* 85.
— Tillandsiae *Patters.** 206.
— Treubii *Solms* II, 868.
— Tricuspidis *Ell. et Gall.** 206.
— utriculosa *(Nees)* II, 868.
— violacea 78. — II, 893 488.
— — *var.* major *Clint.** 206.
— Vuijkii *Oud. et Bejer.* 85.
Ustulina II, 418.
— vulgaris P. 200.
Utricularia 541, 554, 611, 617, 621. — II, 294.
— angolensis *Kam.** II, 241.
— arboricola 621.
— Baumii *Kam.** II, 241.
— beniaminiana 550.
— brachyceras 550.
— bryophila 550.
— capensis 550.
Utricularia conferta 550.
— cornuta *Michx.* 688.
— cymbantha *Oliv.* II, 241.
— delicata *Kam.** II, 241.
— diploglossa 550.
— Dregei *Kam.** II, 241.
— elevata *Kam.** 241.
— Engleri *Kam.** II, 241.
— exilis 550.
— exoleta 550.
— firmula 549.
— flexuosa 550.
— foliosa 550.
— hians *A. DC.* II, 241.
— ibarensis 550.
— incerta *Kam.** II, 241.
— inflexa 550, 611.
— intermedia 475, 688.
— Itatiaiae 621.
— linarioides 549.
— lingulata *Bak.** II, 241.
— livida 550.
— longecalcarata 549.
— Mannii 550.
— micropetala 550.
— minor 397, 422, 474, 511, 513, 550.
— Muelleri 550.
— neglecta 468, 502, 550.
— nelumbifolia 621.
— obtusa 550.
— ochroleuca *R. Hartm.* 392, 398, 401, 408, 404, 414, 688.
— Oliveri 550.
— orbiculata 550.
— Parkerii 550.
— platensis *Speg.** 241.
— prehensilis 550. — II, 241.
— — *var.* parviflora *Oliv.* II, 241.
— Rehmannii *Kam.** II, 241.
— reniformis 621.
— rigida 550.
— Schinzii *Kam.** II, 241.
— spartea 550.
— spiralis 550.

Digitized by Google

Utricularia Sprengelii *Kam.** II, 241.
— stellaris 550, 611.
— subulata 550.
— tortilis *Welw.* II, 241.
— — *var.* andongensis *Kam.* II, 241.
— tortula 550.
— tribracteata 550.
— uliginoides 550.
— vulgaris 398, 422.
— Welwitschii 549.
Utriculariaceae 609.
Uvaria angolensis 658.
— angustifolia 658.
— Baumannii 658.
— bipindensis 658.
— Bucholzii 658.
— bukobensis 658.
— caffra 658.
— cardiophylla 658.
— Chama *P. B.* 552, 658.
— — *var.* macrocarpa 658.
— Denhardtiana 658.
— dependens 658.
— Dinklagei 658.
— gabonensis 658.
— insculpta 658.
— Kirkii 658.
— Klaineana 658.
— latifolia 658.
— leptoclados 658.
— nigrescens 658.
— mollis 658.
— Poggei 658.
— Schweinfurthii 658.
— verrucosa 658.
Uvariastrum Pierreanum 658.
Uvariopsis Zenkeri 658.

Vacelia *v. Tiegh.* N. G. II, 198.
— quinqueloba *(Spruce) v. Tiegh.** II, 198.
Vacciniaceae 841, 389, 478.
Vaccinium 840, 424, 614. — II, 784, 788.
— cylindraceum 479.
Vaccinium macrocarpum 679. — P. 188, 185.
— Myrtillus *L.* 407, 478. — II, 471, 482, 499. — P. II, 876.
— Oxycoccus 409, 414, 475, 477, 507, 679.
— — *var.* intermedium 507.
— stamineum 518.
— uliginosum *L.* 419, 482, 459, 501. — II, 584.
— Vitis-Idaea *L.* 406, 407, 416, 456, 507, 679. — — II, 82, 88, 470.
— — *var.* macrocarpa 507.
— — *var.* minor *Lodd.* 679.
Vahadenia Laurentii *Stpf.** II, 216.
Vahea 547.
Vahlia Menyharthii *Schz.** II, 206.
Vaillantia muralis 489.
Valentina *Speg.* N. G. II, 220.
— patagonica *Speg.** II, 220.
Valenzuelia 565.
— cristata *Radlk.** 565. — II, 206.
— trinervis 565.
Valeriana 841, 624. — II, 276.
— arizonica II, 784, 792.
— capitata 459.
— celtica *L.* II, 478.
— chubutensis *Speg.** II, 241.
— crassiscaposa *O. Ktze.* II, 241.
— dioica *L.* P. II, 878.
— montana 419.
— Moyanoi *Speg.* II, 241.
— officinalis 457, 501.
— saliunca *All.* II, 478.
— sambucifolia 480.
— tripteris 414, 415.
— supina *L.* II, 478.
Valerianaceae 612, 613, 687, 688, 713. — II, 491. — P. 121.
Valerianella 515. — II, 827.
— auricula II, 241.
— bessarabica *Lipsky** 489. — II, 241.
— carinata 418.
— coronata 489.
— echinata 439.
— Morisonii 489.
— olitoria 424. — II, 542. — P. II, 887.
— pumila 439.
— turgida 489.
Valerianelleae 688.
Vallisneria 611. — II, 278, 464.
— caulescens *Bail. et F. v. Müll.** II, 151.
— gracilis *Bail.** II, 151.
— spiralis 847, 404. — II, 272.
Valonia *Gin.* II, 119.
— macrophysa II, 119.
Valoniaceae 568.
Valsa II, 410.
— effusa *Wint.* 97.
— Mori *Nke.* 97.
— sparsa *Lindau* 97.
Valsaceae 14, 28.
Valsaria latitans *Sacc.** 260.
— Tiliae 41.
Vampyrella Spirogyrae *Cienk.* 96. — II, 89.
Vancouveria hexandra *Morr. et Decn.* 668.
Vanda II, 489.
— tricolor II, 592.
Vanguiera glabrata *K. Sch.** II, 288.
— Proschii *Briq.** II, 288.
— Randii *Spenc. Moore** II, 288.
Vanheurckia rhomboides II, 599.
Vanieria tomentosa *Montrouzier** II, 171.

Digitized by Google

Vanilla 339, 372, 555. — II, 58, 89, 489, 858. — P. 44, 144, 196. — II, 415.
— aromatica *Sw.* 586. — P. 186, 184.
— planifolia II, 53. — P. 185, 205.
Vanvoortia II, 180.
Vatica Dyeri II, 829.
Vaucheria II, 98, 118, 119, 756, 757.
— sessilis II, 97.
— subarechavaletae *Borge** 567.
Vaucheriales II, 118.
Velaea arguta P. 116, 198.
— Hartwegii P. 116, 191.
Vellozia aequatoriales 558.
Velloziaceae 616.
Venturia II, 414.
— chlorospora *(Ces.) Karst.* 97.
— Crataegi *Aderh.** 97, 206. — II, 414.
— euchaeta *Penz. et Sacc.** 208.
— inaequalis II, 414.
— nebulosa *Ell. et Ev.** 206.
— orbicula *(Schw.) C. et P.* 84.
— rubicola *Ell. et Ev.** 206.
Veratrum album *L.* 348.
— Lobelianum 432.
— nigrum 626.
Verbascum 488, 612, 615, 707.
— austriacum 480, 481.
— belgradense *Keller**707.
— Blattaria 418.
— Boerhaavei *L.* 484.
— carinthiacum 481.
— Chaixi *Vill.* 400, 425.
— collinum 469.
— corynephorum *Borb.** 488, 706. — II, 289.
— macrum 488.
— majale 473.
Verbascum nigrum II, 499.
— phlomoides II, 56.
— phoeniceum 488.
— pulverulentum 480, 481.
—pulverulentum×nigrum 480.
— sinuatum *L.* 481, 482. — II, 56, 588.
— speciosum 524.
— thapsiforme II, 56.
— thapsiforme × austriacum 480.
— Thapsus 399. — II, 486.
— thapsus × nigrum 469.
— vindobonense *Keller** 707.
— virgatum 467.
— Wirtgeni 481.
Verbena II, 443.
— Ameghinoi *Speg.* II, 242.
— asparagoides 566.
— bipinnatifida *Nutt.* 718. — II, 486.
— bonariensis 589, 566.
— bracteosa II, 242.
— brevibracteata *Egg.** II, 242.
— calcicola 529.
— chamaedryfolia 589.
— chubutensis *Speg.** II, 242.
— crinoides 539.
— hastata 513.
— — *f.* rosea 518.
— hystrix 566.
— incisa 589.
— inconcinna 566.
— intricata 566.
— littoralis 689, 566.
— Macdougalii *Heller* II, 485, 487.
— minutifolia *Speg.* II, 242.
— Morenonis *O. Ktze.* II, 242.
— mulinoides *Speg.** II, 242.
— nubigena *Spegazz.** II, 242.
Verbascum officinalis 589.
— patagonica *Speg.* II, 242.
— Philippiana *O. Ktze.* II, 242.
— phlogifolia 589.
— polystachya 522.
— racemosa *Eggert** 713. — II, 241.
— ribifolia 566.
— Silvestrii *Speg.** II, 242.
— spathulata 566.
— tandilensis *Speg.** II, 242.
— tenera 529.
— thymoides 589.
— Toninii *O. Ktze.* II, 242.
— uniflora 566.
— Wilczekii 566.
Verbenaceae 389, 540, 609, 614, 684, 718. — II, 48, 448. — P. 122.
Verbesina 616.
— angulata *Urb.** II, 227.
— dentata P. 204.
— encelioides II, 486. — P. 118, 189.
— guadeloupensis *Urb.** II, 227.
— helianthoides 388.
— myrtifolia *Chod.** II, 227.
— rugosa *Chod.** II, 227.
— scandens *Roxb.* II, 228.
— sordescens 588.
— strigulosa *Gaud.* II, 228.
— trilobata P. 188.
— viguierioides 538.
— virginica P. 118, 192, 199.
Verdickia *Wild.* N. G. II, 158.
— Katangensis *Wild.**647. II, 158.
Verhuellia cordifolia *C. DC.* II, 197.
— elegans *C. DC.* II, 197.
— hydrocotylifolia *(Gris.) C. Wr.* II, 197.

Digitized by Google

Verhuellia lunaria *(Ham.) C. DC.* II, 194, 197.
— pellucida *Schmitz* II, 197.
Vermicularia II, 884.
— angustispora *Mc Alp.** 81, 206.
— carpogena *D. Sacc.** 9 206.
— longiseta *Penz. et Sacc.** 206.
— oblongispora *Ell. et Ev.** 206.
— rugulosa *Ell. et Ev.** 206.
— trichella *subsp.* arophila *Maire et Sacc.** 206.
Vermiporella II, 770, 771.
Vernonia P. 29, 146.
— ampla 560.
— asteriflora 588.
— bardanoides 588.
— brevifolia 588.
— calyculata *Sp. Moore** II, 227.
— candelabrum *Chod.** II, 227.
— chiliocephala *O. Hoffm.** II, 227.
— cichoriiflora *Chod.** II, 227.
— cinerea 548.
— cirrhifera *Sp. Moore** II, 227.
— cleanthoides *O. Hoffm.** II, 227.
— conyzoides *Chod.** II, 227.
— cupularis *Chod.** II, 227.
— desertorum 588.
— dorsiventralis 588.
— echitifolia 588.
— Elliotii *Sp. Moore** II, 227.
— elliptica 548.
— eriocephala 560.
— flexuosa 588.
— glabrata 588.
— grandiflora 538.
Vernonia Hassleriana *Chod.** II, 227.
— hexantha 588.
— homilocephala *Spenc. Moore** II, 227.
— hypochaeris 588.
— hystrix *Chod.** II, 227.
— ilex 588.
— imbricata 538.
— incana 588.
— itapensis *Chod.** II, 227.
— Jamesii II, 448.
— Kaessneri *Sp. Moore** II, 227.
— lepidifera *Chod.** II, 227.
— linosyrifolia *Chod.** II, 227.
— lingua *Chod.** II, 227.
— lucida 588.
— marginata *Hiern. et Oliv.* II, 228.
— masaiensis *Sp. Moore** II, 227.
— Merana II, 826.
— Migeodii *Sp. Moore** II, 227.
— millanjiana *Sp. Moore** II, 227.
— misera *Oliv. et Hi.* II, 228.
— nandensis *Sp. Moore** II, 227.
— nestor *Sp. Moore** II, 227.
— oligantha *Greene** II, 227.
— oreophila *Speg.** II, 227.
— perparva *Sp. Moore** II, 227.
— platensis 588.
— platyphylla *Chod.** II, 227.
— polyneura 557.
— prolixa *Sp. Moore** II, 227.
— pseudo-linearifolia 588.
— rubricaulis 588.
— ruwenzoriensis *Spenc. Moore** II, 227.
— salviaefolia 588.
Vernonia scabrifolia 558.
— sceptrum *Chod.** II, 227.
— sessilifolia 588.
— Smithiana 560.
— sphaerocalyx 558.
— superba 558.
— tricholepis 588.
— ugandensis *Sp. Moore** II, 227.
— usafuensis 559.
— ventralis 508.
— viatorum *Sp. Moore** II, 227.
Veronica 341, 514, 568, 609, 612, 618, 614, 707. — II, 466, 482.
— acinifolia 414.
— alpina *L.* 449, 459.
— — *var.* rubella *Not.** 449.
— Anagallis *L.* II, 564. — P. 194.
— anagalloides *Guss.* II, 564.
— aquatica P. 140.
— arvensis 628. — II, 284.
— Beccabunga 514, 611.
— Benthami II, 440.
— Buxbaumii 481.
— cartilaginea 501.
— Chamaedrys 510, 514, 628. — II, 284, 499. — P. 194.
— chathamica II, 445.
— demissa 479.
— elliptica II, 440.
— hederifolia 628. — II, 284.
— latifolia 415.
— longifolia 419, 457.
— montana 419.
— neglecta 501.
— odora II, 440.
— officinalis *L.* II, 558.
— polita 418.
— prostrata 415.
— scutellata 615.
— serpyllifolia 514. — P. 194.
— sibirica 501.
— spicata 465, 626.

Digitized by Google

Veronica spuria 501.
— tenuifolia 487.
— thessalica 487.
— — *var.* Tosevi 487.
— urticifolia 415.
Verpa digitaliformis 55.
Verticicladium effusum *Earle** 206.
— unilaterale *Oud.** 206.
Verticillium II, 877.
— candidulum *Sacc.* 82.
— lateritium *Berk.* 81, 40.
Vesicaria arenosa *Richards* II, 169.
Vestergrenia *Rehm* 160.
Vibrio denitrificans 818, 819.
Viburnum 613. — II, 553, 858.
— bitchuense *Mak.** II, 221.
— ellipticum 667.
— Lantana *L.* 405, 406, 411, 480, 489. — II, 545, 547.
— Opulus *L.* 489, 478. — II, 469, 546.
— ovatum *Penhallow** II, 758.
— phlebotrichum 498.
— suspensum P. 168.
— Tinus *L.* 478. — II, 540.
— Wrightii *Sargent* 667.
Vicia 339, 487, 612. — II, 482, 488, 628, 648, 784. — P. II, 398.
— amoena 456, 501.
— andicola 528.
— angustifolia *Ait.* 346, 484.
— — *var.* Bobartii *Koch* 484.
— atropurpurea 891.
— blanda 524.
— cordata 489.
— Cracca 456, 487. — II, 588.
— dasycarpa *Ten.* II, 520.
— dumetorum 417, 474.
— elegans 487.
Vicia Faba *L.* 868, 868, 489, 617. — II, 267, 468, 625, 640, 669.
— heteropus 501.
— melanops 408.
— multicaulis 456, 501.
— narbonensis P. II, 870.
— ochroleuca 487.
— onobrychoides P. 110, 205.
— Orobus *DC.* 428.
— pallida 501.
— picta 484.
— pseudocracca 466, 487.
— pseudo-orobus 501.
— pyrenaica *Pourr.* II, 565.
— sativa *L.* II, 245, 250, 488, 629, 680, 646.
— sericella *Spey.** II, 178.
— varia *Host* 427, 484. — II, 545.
— villosa *Roth* 487. — II, 545.
Victoria 611.
— regia *Lindl.* 586.
Vidalia volubilis *J. Ag.* II, 182.
Vieillardia 546.
— austro-caledonica *Brongn. et Gris.* II, 188.
— grandiflora *Montrouz.** II, 178.
Vigna II, 177, 179.
— capitata *Wild.** 685. — II, 179.
— Catjang 584.
— holosericea *Welw.* II, 178.
— katangensis *Wildem.** II, 179.
— Kotschyi *Schwf.* 553. — II, 177.
— luteola *Benth.* II, 485.
— Neumannii *Harms** II, 179.
— punctata *A. Mich.* II, 176.
— sinensis *(L.) Endl.* 526, 557. — II, 484.
Vignopsis *Wildem.* N. G. II, 179.
— lukafuensis *Wildem.** 685. — II, 179.
Vigniera bracteata 588.
— dentata P. 191.
— grandiflora 588.
— linearifolia *Chod.** II, 227.
— macrorrhiza 588.
— Pringlei P. 192.
— stenophylla P. 190.
— tuberosa 588.
Vilfa gracilis *Trin.* II, 150.
— Richardsonii *Trin.* II, 150.
Villebrunea integrifolia II, 864.
Villuratea *v. Tiegh.* N. G. II, 198.
— spiriformis *v. Tiegh.** II, 198.
Vinca minor *L.* 401, 508. — II, 751. — P. 194.
Vincetoxicum II, 810. — P. 115. — II, 894, 400.
— bulligerum *Speg.** II, 218.
— hirsutum P. 144.
— nigrum 508, 515.
— officinale 399, 418. — II, 586. — P. 111, 115, 147. — II, 395.
Viola 841, 849, 500, 516, 520, 609, 612, 614, 616, 714. — II, 827, 466, 551, 614.
— abyssinica 547, 560.
— achyrophora *Gr.** II, 211.
— alba 418, 419, 489.
— alpestris 419.
— ambigua 488.
— Angellae *Pollard** 714. — II, 211.
— anodonta *Gr.** II, 211.
— arguta 528.
— arizonica *Gr.** II, 211.
— arvensis 419.

Digitized by Google

Viola Athois *W. Becker** II, 210.
— Austinae *Gr.** II, 211.
— biflora *L.* 408, 409, 419, 432, 459.
— blanda 714.
— Boissieuana *Mak.** II, 211.
— calaminaria 468.
— calcarata 419, 429.
— canadensis II, 211.
— canina *L.* 419. — II, 588.
— caspia *Freyn** II, 210.
— collina 419.
— cornuta *L.* 429.
— crenulata 714.
— cucullata 515, 714.
— Curtisii 467.
— cyanea 419.
— delphinantha *Boiss.** 478.
— discurrens *Greene** II, 211.
— elatior 419.
— epipsila 399, 419.
— Fargesii *Boissieu** 714. — II, 211.
— galacifolia *Gr.** II, 211.
— geminiflora *Gr.** II, 211.
— hederacea 718.
— hirta *L.* 389, 419.
— incisa II, 211.
— — *var.* acuminata *Fr. et Sav.* II, 211.
— kiusiana *Mak.** II, 211.
— lanceolata 515, 714.
— Le Conteana 515, 714.
— Leveillei *Boissieu** II, 211.
— macedonica *Sint. et Bornm.* II, 210.
— Matsumuraei *Mak.** II, 211.
— Maximowicziana *Mak.** II, 211.
— mirabilis 405, 418, 419.
— Miyabei *Mak.** II, 211.
— montana 419.
Viola Mulfordiae *Poll.** 714. — II, 211.
— multifida *Mak.** II, 211.
— muriculata *Gr.** II, 211.
— nebulosa *Gr.** II, 211.
— neo-mexicana *Gr.** II, 211.
— obliqua 515, 714.
— odorata *L.* 389, 419, 515, 612, 714. — II, 322, 434, 499. — P. II, 869, 400.
— oenipontana *Murr* 428.
— palmata 515, 714.
— palmata asarifolia 714.
— palustris 459.
— papilionacea 515, 714.
— parnassiifolia *Gr.** II, 211.
— permixta 418.
— phalacrocarpa II, 210.
— — *var.* major *Mak.* II, 211.
— — *var.* pallida *Yatabe* II, 210.
— Philippiana 566.
— pratensis 417.
— pumila 419.
— purpurea pinetorum 524.
— renifolia 714.
— Riviniana 419, 424. — II, 551.
— rotundifolia 515, 714.
— rupestris 419.
— Rydbergii *Gr.** II, 211.
— Savatieri *Mak.** II, 211.
— scandens 528.
— scopulorum *Gr.** II, 211.
— securigera *Gr.** II, 211.
— Selkirkii *Mak.* 515, 714. — II, 211.
— — *var.* major *Mak.* 515, 714. — II, 211.
— semperviva 566.
— sepincola *Jord.* 428.
— shikokoana *Mak.** II, 211.
Viola Sieheana *W. Becker** 488, 718. — II, 210.
— silvatica II, 210.
— silvestris 419. — P. 189.
— — *var.* grypoceras P. 189.
— sororia 515, 714.
— splendida *W. Becker** 488, 718. — II, 210.
— stagnina 419.
— subjuncta *Gr.** II, 211.
— tenuipes *Pollard** 714. — II, 211.
— Tokubuchiana *Mak.** II, 211.
— tricolor *L.* 407, 419, 447. — II, 551.
— — *var.* luteo-coerulea *Wittr.* 447.
— — *var.* spectabilis 407.
— Umemuraei *Mak.** II, 211.
— uniflora 457.
— variegata 457.
— venezuelensis *Warb.* II, 879.
— Weinharti *W. Becker** 418, 714.
— Wilmattae *Pollard** II, 211.
— Yatabei *Mak.** II, 210.
— yazawana *Mak.** II, 211.
Violaceae 587, 550, 616, 718. — II, 210.
Viscaria vulgaris 408.
Viscum 617. — II, 465.
— album 437, 481, 489, 689.
— anceps 559.
— cruciatum *Sieb.* 477, 489, 688.
— Gilletii 688.
— laxum 489.
— lenticellatum 688.
— orientale 548.
Vitaceae 389, 587, 714. — II, 211.
Vitex II, 443.

Digitized by Google

Vitex agnus-castus *L.* II, 475, 561, 564.
— Cienkowskii 559.
— collina *Beauvis.* II, 241.
— cymum 589.
— Dekindtiana *Gürke** II, 242.
— ilicifolia 615.
— polygama P. 204.
— pyramidata *Roxb.* 684.
— Rapinii *Beauvis.* II, 241.
Vitis 618. — II, 518, 629. — P. 10, 79, 85. — II, 369, 409.
— aestivalis 516.
— Coignetiae P. II, 898.
— flexuosa P. II, 898.
— pterophora 588.
— riparia 488. — II, 857.
— rotundifolia P. 142.
— rupestris *Scheele* II, 583.
— sicyoides 588.
— subrhomboidea 588.
— vinifera *L.* 346, 870, 871, 477, 488, 498. — II, 857, 525, 580, 549, 588, 628, 784, 792, 796. — P. 88, 168, 898.
— Voineriana 714.
— Woodrowii *Stapf** II, 211.
Vittaria II, 678.
— isoëtifolia 558.
— lineata II, 678, 686, 702, 722.
— scolopendrina II, 693.
Vivianeae 357.
Vizella 29.
— disciformis *Rehm* 189.
Voacanga africana *Stpf.* II, 216.
— Boehmii *K. Sch.* II, 216.
— Chalotiana *Pierre** II, 216.
— lutescens *Stpf.** II, 216.
— obtusa *K. Sch.* 560. — II, 216.
Voacanga psilocalyx *Pierre** II, 216.
— spectabilis *Stpf.** II, 216.
— Thouarsii *Hiern* II, 216.
— Zenkeri *Stpf.** II, 216.
Voandzeia II, 177.
— subterranea II, 889.
Vochysiaceae II, 211.
Vogelia paniculata 447.
Volkensteinia *v. Tiegh.* N. G. II, 198.
— gigantophylla *(Ehrh.) v. Tiegh.** II, 198.
Volvaria 125.
— gloiocephala *DC.* 90.
— volvacea 28.
Volvocaceae II, 99, 118.
Volvox II, 90, 120.
— globator II, 99.
— tertius II, 89.
Volubilaria II, 132.
— mediterranea *Lamour.* II, 132.
Volutella ciliata *Fr.* 40.
— Dahliae *Oud.** 206.
— penicillioides *Mc Alp.** 81, 206.
Volutina *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 207.
— concentrica *Penz. et Sacc.** 207.
Vossia procera 541, 554.
Vriesea heliconioides 527.
— hydrophora *Ule** 621. — II, 146.
Vulpia bromoides P. 112.

Wachendorfia thyrsiflora II, 444.
Wallenia angustifolia *Nees et Mart.* II, 282.
— bumelioides *(Gris.) Mez* 858. — II, 286.
— clusioides *(Gris.) Mez* 858. — II, 286.
— crassifolia *Mez** 858. — II, 286.
— Fawcettii *Mez** 858. — II, 286.
Wallenia Grisebachii *Mez** 858. — II, 286.
— jacquinioides *(Gris.) Mez* 858. — II, 286.
— Lamarckiana *(A. DC.) Mez* 858. — II, 286.
— laurifolia 858. — II, 286.
— pendula *(Urb.) Mez* 858. — II, 286.
— Purdieana *Mez** 858. — II, 286.
— purpurascens *(Urb.) Mez* 858. — II, 286.
— Urbaniana *Mez** 858. — II, 286.
— venosa 858. — II, 286.
— xylosteoides *(Gris.) Mez* 858. — II, 286.
— yunquensis *(Urb.) Mez* 858. — II, 286.
Walleria Mackenzii 558.
Washingtonia obtusa *Coult. et Rose* 460. — II, 208.
Webera annotina *Hedw.* 210, 213, 217, 218, 289.
— — *var.* tenuifolia *Schpr.* 218, 289.
— brachydontia *(Hpe.) Jaeg.* 258.
— bulbifera *Warnst.* 210, 224.
— carinata *(Brid.) Limpr.* 214, 231.
— cucullata 220.
— erecta *(Limpr.) Lindb.* 210, 215.
— erecta *(Roth) Corr.* 224.
— longicolla 227.
— — *f.* longiseta *Mat.** 227.
— nutans 220, 227.
— — *f.* alpina *Breidl.* 227.
— polymorpha 220.
— proligera 210.
— pulchella *(Hedw.) Schpr.* 224.
— pseudogracilis *Card. et Ther.** 259.
— serrifolia *Bryhn** 289, 259.

Digitized by Google

Webera tenuifolia *Bryhn* 213, 289, 259.
— tenuifolia (*Hook. f. et Wils.*) *Jäg.* 289.
Wedelia 522, 543, 616.
— carnosa 581.
— frutescens 581.
— instar *Spenc. Moore** II, 228.
— scandens (*Roxb.*) *C. B. Cl.* II, 228.
— strigulosa (*Gaud.*) *K. Sch.* II, 228.
Weigeltia 692.
— antillana *Mez** 858. — II, 286.
— Blanchetii 858.
— densiflora 853.
— Gardneri 853.
— humilis 691.
— longifolia 853.
— microbotrys 858.
— obovata 858.
— Quelchii 858.
— Schlimii 858.
— simplex 858.
— Sprucei 858.
— surinamensis 858.
Weingaertneria articulata (*Desf.*) *Asch. et Gr.** II, 151.
Weinmannia II, 826.
— bifida *Pöpp.* 684.
Weisia 284.
— crispata (*Br. eur.*) *Jur.* 214.
— curvirostris 289.
— — *var.* insignis *Dixon** 289.
— Maclellandii *Griff.* 246.
— rutilans 228.
— viridula (*L.*) *Hedw.* 287, 228.
— — *var.* amblyodon 228.
— — *var.* subglobosum 228.
— Wimmeriana *B. S.* 217, 281.
Welwitschia 613, 614.
— mirabilis P. 207.
Wendtieae 857.
Werneria 594.
— nubigena 581.
Westella nimbata *Wild.* II, 121.
Willemetia apargioides 419.
— hieracioides P. 198.
Willia *C. Müll.* 240.
Williamsonia II, 754.
— angustifolia II, 754.
— gigas II, 754.
Willisia selaginoides *Warm.** II, 198.
Willoughbya II, 507, 886.
— cordifolia 534.
— coriacea *Wall.* II, 884.
— flavescens *Dyer* II, 884.
— firma *Bl.* II, 884.
— sarawakensis *Pierre** II, 216.
Wilsoniella 246.
— Hampeana (*C. Müll.*) *Salm.* 246.
Windsoria 644.
Winterina gallica *Sacc. et Flag.** 207.
Wissadula gracilis *Hochr.** II, 182.
— Hassleriana *Chod.** II, 182.
— hernandioides *Garcke** II, 182.
— oligoneura *Chod.** II, 182.
— periplocifolia *Prsl.* II, 181, 182.
— rostrata II, 869.
— sordida *Hochr.** II, 182.
Wistaria 389. — P. 160.
— chinensis II, 865.
— frutescens P. 180.
Withania aristata *Pauq.* II, 563.
— somnifera (*L.*) *Dun.* II, 80, 825.
Wolffia 688.
— Michelii 468.
Woodia trilobata *Schlecht.* II, 218.
Woodsia 442.
— hyperborea 478.
— ilvensis 406. — II, 718.
— obtusa II, 719.
Woodwardites Massalongi *Zign.* II, 769.
Wrightia Afzelii *K. Sch.* II, 215.
— Stuhlmannii *K. Sch.* II, 216.
Wulfenia carinthiaca *Jacq.* II, 476.
Wulffia baccata 588.
— stenoglossa 588.
Wurmbea Goetzei 560.

Xanthidium II, 124.
— ceylanicum *West** II, 144.
— Freemanii *West** II, 144.
— inconspicum *West** II, 144.
— lepidum *West** II, 144.
— quadridentatum *West** II, 144.
— Raciborskii *Gutw.** II, 144.
Xanthium II, 489.
— catharticum 892.
— italicum 899.
— spinosum 847, 489, 588. — II, 472.
— Strumarium *L.* 489, 482, 584. — II, 478.
Xanthochrous melanocephalus *Har. et Pat.** 27, 207.
Xanthoria parietina II, 257.
Xanthosia concolor 712.
Xanthorrhoea 618. — P. 202.
Xanthostemon multiflorum *Beauv.* II, 182.
Xanthoxylon rubescens *Planch.* II, 868.

Digitized by Google

Xenophyton *Th. Hick* II, 774.
— radiculosum *Th. Hick* II, 774.
Xenopus *Penz. et Sacc.* N. G. 28, 207.
— farinosus *Penz. et Sacc.** 207.
Xenosporium *Penz et Sacc.* N. G. 28, 207.
— mirabile *Penz. et Sacc.** 207.
Xeranthemum annuum 439, 440.
— cylindraceum 439.
Xerotus 29.
— changensis *Rostr.** 29, 207.
Xestophanes *Först.* II, 548.
— brevitarsus *Thoms.* II, 574.
Ximenesia P. 198.
Xiphidium floribundum 564.
Xylaria 25. — II, 418.
— aemulans *Starb.** 537.
— argentinensis *Speg.** 207.
— barbata *Starb.** 537.
— bertioides *Starb.** 537.
— brevipes *Starb.** 537.
— Californica *Earle** 207.
— claviformis *Starb.** 537.
— confusa *Starb.** 537.
— consociata *Starb.** 537.
— delicatula *Starb.** 537.
— deserticola *Speg.** 207.
— hemiglossa *Pat.** 41, 207.
— Huberiana *P. Henn.** 26, 207.
— Hypoxylon II, 688.
— juniperus *Starb.** 537.
— — *var.* asperula *Starb.** 537.
— paraensis *P. Henn.** 26, 207.
— polymorpha (*Pers.*) *Grev.* 537.
— — *var.* acuminata *Starb.** 537.
Xylaria procera *Starb.** 537.
— ramuligera *Starb.** 537.
— reniformis *Starb.** 537.
— similis *Starb.** 537.
— trichopoda *Penz. et Sacc.** 207.
— varians *Penz. et Sacc.** 207.
— violaceo-pannosa *Starb.** 537.
— xanthophaea *Penz. et Sacc.** 207.
Xylariaceae 14, 28, 26, 28.
Xylinabaria Reynaudi II, 889.
Xylobium squalens II, 818.
Xylobotryum 25.
Xylocrea 25.
Xylomites Betulae *Engelh.** 133.
— Pterocaryae *Engelh.** 133.
Xylopia aethiopica 658.
— africana 658.
— acutiflora 658.
— Butayei *Wildem.** II, 165.
— Eminii 658.
— Dinklagei 658.
— humilis 658.
— katangensis *Wildem.** II, 165.
— oxypetala 658.
— pallescens II, 888.
— Pancheri II, 888.
— pirifolia 658.
— Vieillardi II, 888.
Xylopieae 685.
Xyridaceae 616, 655.
Xyris capensis 560.
— flexuosa *Meeh.* 655.
Xysmalobium barbigerum *N. E. B.** II, 218.
— Carsonii *N. E. Br.* II, 218.
— Cecilae *N. E. Br.** II, 218.
— gramineum *Spenc. Moore** II, 218.
Xysmalobium grande *N. E. Br.** II, 218.
— decipiens *N. E. Br.* II, 218.
— dispar *N. E. Br.* II, 218.
— Heudelotianum *Sc.-Ell.* II, 218.
— Holubii II, 218.
— lapathifolium *K. Sch.** II, 218.
— membraniferum *N. E. Br.* II, 218.
— reticulatum *N. E. Br.* II, 218.
— Schumannianum *Sp. Moore* II, 218.
— spathulatum *(Schlechtr.) N. E. Br.** II, 218.
— spurium *N. E. Br.* II, 218.
— trilobatum *(Schlecht.) N. E. Br.* II, 218.

Youngia serotina 501.
Yucca 360, 504, 526, 649.
— aloefolia 488. — II, 188.
— arborescens *Torr.* II, 152.
— arkansana *Trel.** II, 158.
— filamentosa II, 487. — P. 198.
— funifera *Koch* II, 158.
— gloriosa P. 158.
— Harrimaniae *Trel.** II, 158.
— Louisiana *Trel.** II, 158.
— rigida *Trel.** II, 158.
— rostrata *Eng.** II, 158.
— tenuistyla *Trel.** II, 158.
Yuccites II. 782.

Zacyntha verrucosa 481.
Zaghouania *Pat.* 110.
Zaghouaniaceae 110.
Zalacca P. 177, 179, 185.
Zamia 604, 640. — II, 784, 802.

Digitized by Google

Zamia floridana II, 780.
Zamieae II, 754.
Zamites acerosus *Sap.* II, 782.
— crassinervis *Font.* II, 758.
— tenuinervis *Font.* II, 758.
Zannichellia 611. — II, 804.
— pedicellata 489.
Zanonia II, 510.
Zantedeschia II, 784, 786.
— Elliottiana × Adlami 642. — II, 786, 791.
Zanthoxylum Bungeanum P. 158.
Zauschneria 695.
— arizonica *Davidson** 695. — II, 198.
Zea 868. — II, 817, 629, 648, 824. — P. II, 898, 898.
— Mays *L.* 486, 557. — II, 47, 801, 628, 646, 647, 784 827, 887. — P. 82, 98, 199, 200. — II, 888.
Zelkowa acuminata P. 157.
Zephyranthes P. 185.
— melanopotamica *Speg.** II, 145.
Zeugites Pittieri *Hack.** II, 151.
Zeuxidiplosis Giardiana *Kieff.* II, 589.
Zieria julacea II, 586.
Zignoëlla Caesalpiniae *A. Zimm.** 44, 207. — II, 865.
— sabalina *Ell. et Ev.** 207.
Zimmermanniella *P. Henn.* N. G. 27, 207.
— trispora *P. Henn.** 27, 207.
Zingiber atrorubens *Gagnep.** II, 164.
— Clarkei II, 58.
— monophyllum *Gagnep.** II, 164.
— officinale II, 860.
— rufopilosum *Gagnep.** II, 164.
Zingiberaceae 612, 617, 650, 655. — II, 163. — P. 164.
Zinnia tenuiflora P. 198.
Ziziphora canescens P. 198.
— clinopodioides P. 198.
Zizyphus 587.
— Baclei II, 828.
— guaraniticus *Malme** 587. — II, 201.
— jujuba 557.
— mucronata II, 824.
— vulgaris 499. — P. 204.
Zostera 895, 568, 570, 611.
— capricorni 569.
— marina *L.* 444, 570, 608.
— maritima 568.
— Mülleri 569.
— tasmanica 569.
Zosterites Euganea II, 769.
Zotheca *Meresch.* N. G. II, 601.
— Csaszkaae *Pant.** II, 610.
Zoysia pungens P. 110, 198.
Zuccagnia punctata 566.
Zwackhia II, 219.
Zwackhia *Körb.* II, 219 (*Lichen.*).
Zygadenus II, 670.
— elegans 459.
— Fremonti *Torr.* 681. — II, 669.
Zygnema II, 89, 91, 92, 95, 100. — P. 96.
Zygnemataceae II, 122.
Zygodia axillaris *Benth.** 659. — II, 216.
— melanocephala *Stpf.* II, 215.
Zygodon *Hook. et Tayl.* 240.
— intermedius *Br. et Schpr.* 258.
— pangerangensis *Fl.** 258, 259.
— viridissimus (*Dicks.*) *Brown* 215, 228, 287.
— — *var.* dentatus (*Breidl.*) *Limpr.* 215.
Zygogonium ericetorum 480.
Zygomyceteae 87.
Zygonerium II, 216.
Zygopetalum II, 489.
— Kigelii *Rchb. f.* II, 159.
— Lindenii *Rolfe* II, 159.
— micranthum *Barb. Rodr.** II, 160.
— Sanderianum *Reg.** II. 160.
Zygophyllaceae 540, 609, 615, 714. — II, 645.
Zygopteris II, 755, 763, 765.
Zygosaccharomyces 60.
Zythia abnormis *Penz. et Sacc.** 207.
— rhoina *Ell. et Ev.** 207.
— Welwitschiae *P. Henn.** 80, 207.

Digitized by Google

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin und Potsdam

Digitized by Google

Digitized by Google

Digitized by Google

Digitized by Google

Digitized by Google